Conditions de la publication des Annales des sciences naturelles

NEUVIÈME SÉRIE

BOTANIQUE

Publiée sous la direction de M. Ph. Van Tieghem.

L'abonnement est fait pour 2 volumes, chacun d'environ 400 pages, avec les planches et les figures dans le texte correspondant aux mémoires.

Ces volumes paraissent en plusieurs fascicules dans l'intervalle d'une année.

Les tomes I à XX de la Huitième série sont complets.

ZOOLOGIE

Publiée sous la direction de M. Edmond Perrier.

L'abonnement est fait pour 2 volumes, chacun d'environ 400 pages, avec les planches correspondant aux mémoires.

Ces volumes paraissent en plusieurs fascicules dans l'intervalle d'une année.

Les tomes I à XVIII sont complets.

Prix de l'abonnement à 2 volumes :

Paris : 30 francs. — Départements et Union postale : 32 francs.

ANNALES DES SCIENCES GÉOLOGIQUES

Dirigées, pour la partie géologique, par M. Hébert, et pour la partie paléontologique, par M. A. Milne-Edwards.

Tomes I à XXII (1879 à 1891). Chaque volume .... 15 fr.

Cette publication est désormais confondue avec celle des *Annales des Sciences naturelles*.

Prix des collections.

Première série (Zoologie et Botanique réunies), 30 vol.		(*Rare*)
Deuxième série (1834-1843).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
Troisième série (1844-1853).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
Quatrième série (1854-1863).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
Cinquième série (1864-1874).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
Sixième série (1875 à 1884).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
Septième série (1885 à 1894).	Chaque partie 20 vol.	300 fr.
Géologie, 22 volumes.		330 fr.

ANNALES

DES

SCIENCES NATURELLES

NEUVIÈME SÉRIE

BOTANIQUE

CORBEIL. — IMPRIMERIE ÉD. CRÉTÉ.

ANNALES

DES

SCIENCES NATURELLES

NEUVIÈME SÉRIE

BOTANIQUE

COMPRENANT

L'ANATOMIE, LA PHYSIOLOGIE ET LA CLASSIFICATION
DES VÉGÉTAUX VIVANTS ET FOSSILES

PUBLIÉE SOUS LA DIRECTION DE

M. PH. VAN TIEGHEM

TOME I

PARIS
MASSON ET Cie, ÉDITEURS
LIBRAIRES DE L'ACADÉMIE DE MÉDECINE
120, BOULEVARD SAINT-GERMAIN

1905

TABLE DES ARTICLES

CONTENUS DANS CE VOLUME.

TABLE DES PLANCHES

ET DES FIGURES DANS LE TEXTE CONTENUES DANS CE VOLUME.

TABLE DES ARTICLES

PAR NOMS D'AUTEURS.

3861-05. — Corbeil. Imprimerie Éd. Crété.

INFLUENCE DE LA TEMPÉRATURE

SUR LA

RESPIRATION DES PLANTES

Par M. K. POURIEVITCH.

L'influence de la température sur la respiration des plantes a déjà fait l'objet de plusieurs recherches. Cette influence peut se manifester, d'un côté par un changement de l'intensité de la respiration, mesurée ou par la quantité d'acide carbonique exhalé ou par la quantité d'oxygène absorbé, et de l'autre côté par un changement du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$. La première partie de cette question, le changement de l'intensité de la respiration, a été étudiée avec tant de détail, que maintenant nous ne doutons plus qu'avec l'élévation de la température l'intensité de la respiration s'accroît et avec l'abaissement de celle-ci elle diminue.

Mais l'étude du rapport des gaz échangés pendant la respiration se trouve dans un état plus insuffisant. Les premières données sur cette question, nous les trouvons dans le travail de MM. Dehérain et Moissan, en 1874 (1). Mais ces données ont peu d'importance, parce que les méthodes d'analyse des gaz, dont les auteurs ont usé, étaient imparfaites et que la durée des expériences était si longue, qu'à la fin l'oxygène manquait ou restait en très petite quantité, de sorte que pouvait se révéler le phénomène de la fermentation propre. De plus, ces expériences ne sont pas comparables, parce qu'elles sont faites avec

(1) Dehérain et Moissan, *Recherches sur l'absorption d'oxygène et l'émission d'acide carbonique par les plantes maintenues dans l'obscurité* (Ann. Sc. nat., 5e série, t. XIX, p. 321-357).

différents objets. Mais quelques expériences surtout, faites avec les plantes grasses, ont donné des résultats assez précis (7 expériences sur 31), desquels les auteurs ont conclu que « la quantité d'oxygène absorbé par les feuilles surpasse la quantité d'acide carbonique produit ; la différence est surtout sensible aux basses températures, qui paraissent favoriser dans les plantes la formation de produits incomplètement oxydés, tels que les acides végétaux » (1).

Cette opinion, M. Moissan l'a confirmée dans son second travail (2). Mais ses expériences, excepté huit, il me semble, ne permettent pas d'en déduire aucune conclusion précise, parce qu'il manque des expériences comparatives, faites avec le même objet ou du moins avec divers objets identiques simultanément (3).

MM. Bonnier et Mangin, dans leurs recherches sur la respiration des végétaux (4), sont arrivés à une conclusion tout opposée à celle de MM. Dehérain et Moissan. Ils affirment que le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ est invariable, quelle que soit la température.

Mais plusieurs expériences de MM. Bonnier et Mangin ont été faites avec des objets peu comparables. Dans leur dernier travail, qui est consacré spécialement à l'étude de l'influence de la température sur la respiration, les auteurs usent, dans leurs expériences comparatives, du même objet seulement dans 19 expériences sur 34. Dans leur préoccupation d'éviter la grande diminution de la quantité de l'oxygène dans l'atmosphère qui entoure les végétaux, les auteurs réalisent des expériences de courte durée, de une ou deux heures, parfois seulement d'une demi-heure (5). Dans le cas où la température était trop basse, la durée de l'expérience était de sept ou neuf heures. Le résultat d'une telle durée de l'expérience était que les végétaux ne pouvaient pas s'échauffer jusqu'à la température voulue.

(1) *Loc. cit.*, p. 357.
(2) Moissan, *Sur les volumes d'oxygène absorbé et d'acide carbonique émis dans la respiration végétale* (Ann. Sc. nat., 6e série, t. VII, 1878, p. 292-339).
(3) Voy. le tableau d'expériences, IV, V, VI et VII ; au total, 76 expériences.
(4) G. Bonnier et L. Mangin, *Recherches sur la respiration des feuilles à l'obscurité* (Ann. Sc. nat., 6e série, t. XIX, 1884, p. 217-255).
(5) Voy. les expériences 4, 5, 6, 7, 10, 11, 13, 28.

La conclusion de MM. Bonnier et Mangin, que le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ ne varie pas avec la température, déduite de peu nombreuses et peu précises expériences, a été acceptée par plusieurs physiologistes, surtout français, comme un dogme, quoique deux années après, MM. Dehérain et Maquenne (1) aient publié le travail dans lequel ils constatent l'accroissement du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ avec l'élévation de la température. Cette affirmation de MM. Dehérain et Maquenne a été refusée par les auteurs postérieurs.

Ainsi, M. Auber, dans son travail sur la respiration et l'assimilation des plantes grasses (2), accepte l'opinion de MM. Bonnier et Mangin. Mais, pour quelques-unes des plantes grasses, cet auteur montre que l'élévation de la température entraîne l'accroissement du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$. Les données des expériences de M. Auber ne sont, dans plusieurs cas, pas comparables, parce que les expériences n'étaient pas faites dans le même temps, non seulement dans les jours divers du mois, mais aussi dans les différents mois.

Ainsi, M. Gerber (3) accepte l'opinion de MM. Bonnier et Mangin et donne une explication forcée pour éclaircir la discordance entre ses résultats et ceux de MM. Bonnier et Mangin. A la page 43, il dit : « Si l'on considère que la chaleur met un temps d'autant plus grand à gagner le centre d'une pomme que celle-ci est plus épaisse, on est porté à admettre que le quotient maximum ne peut être atteint qu'au bout de ce temps, et à attribuer uniquement à la chaleur la production d'une quantité de gaz carbonique supérieure à la quantité d'oxygène absorbé. Mais déjà les travaux de MM. Bonnier et Mangin nous mettent en garde contre cette hypothèse, qui se présente tout d'abord à l'esprit, puisque ces savants ont établi que la température n'a

(1) Dehérain et Maquenne, *Recherches sur la respiration des feuilles à l'obscurité* (Ann. agronomiques, t. XII, 1886, p. 145-199).

(2) Aubert, *Recherches sur la respiration et l'assimilation des plantes grasses* (Rev. gén. de Bot., t. IV, 1892).

(3) Gerber, *Recherches sur la maturation des fruits charnus* (Ann. Sc. nat., 8e série, t. IV, 1896, p. 1-280).

aucune influence sur le quotient respiratoire des organes des plantes en voie de croissance. »

M. Gerber reconnaît d'ailleurs que le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ peut varier avec la température, mais il met cette variation sous la dépendance de la présence des acides organiques dans les fruits.

Ce fait, que le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ chez les plantes riches en acides organiques s'accroît avec l'élévation de la température, a été confirmé par mes expériences sur la formation et la destruction des acides organiques chez les végétaux. Dans mon travail, j'ai montré (1) que, chez les plantes riches en acides organiques, le minimum du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ correspond à la température entre 10° et 15° C., tandis que l'élévation et l'abaissement de la température provoquent l'accroissement du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.

Pour donner une idée de l'état actuel de la question étudiée, je citerai ici toutes les données des expériences que la littérature possède et quelle en est l'importance. Dans l'estimation de ces données, j'ai pris pour base les considérations suivantes :

1° Les expériences sur l'influence de la température sur le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ doivent être faites avec le même objet, de telle manière que cet objet soit exposé aux diverses températures successivement. Mais comme il est très difficile d'expérimenter avec le même objet durant un temps prolongé, il est préférable dans plusieurs cas de faire des expériences avec divers objets, mais aussi identiques que possible, en exposant ceux-ci simultanément à l'influence des températures diverses.

2° On doit tenir compte seulement des expériences dans lesquelles la quantité d'oxygène restant à la fin de l'expérience, dans l'atmosphère ambiante, est si considérable, qu'on ne peut pas craindre la respiration intramoléculaire. Comme minimum, j'admets 4 p. 100 d'oxygène.

(1) Pourievitch, *Recherches sur la formation et la destruction des acides organiques chez les plantes supérieures* (Mém. de la Soc. d. Natur. de Kiev, t. XIV, 1893, p. 1, en russe).

3° On doit prendre en considération les expériences faites à des températures qui diffèrent entre elles considérablement.

Conformément à ces principes, on peut, il me semble, prendre en considération, sur les 31 expériences de MM. Dehérain et Moissan (1), seulement les 7 qui ont été faites avec les plantes grasses (exp. 74 à 80). De même, sur 76 expériences de M. Moissan (2), je prends 8 expériences (exp. 58 à 61 du tab. V, et exp. 71 à 74 du tab. VI).

Des expériences de MM. Bonnier et Mangin, qu'ils ont menées dans leurs trois travaux sur la respiration des plantes (3), on peut citer :

Du premier travail (4) : Expériences 25 à 27 et tab. VII *bis* ;

Du second (5) : Expériences 36 et 37 ;

Du troisième (6) : Expériences 1, 14, 16, 19, 22, 23, 26 et 28.

Des expériences de MM. Dehérain et Maquenne, on ne peut pas citer quelque chose, parce qu'aucune des expériences n'a été faite avec des objets identiques. On peut dire la même chose des données de M. Auber. Du travail de M. Gerber, j'emprunte neuf séries d'expériences (7), chaque série ayant été faite avec le même objet aux diverses températures successivement. Comme chacune de ces séries avait la durée de sept à trente-trois jours et que la détermination du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ a été faite pour chaque jour, je mets dans ce tableau seulement les valeurs moyennes de $\frac{CO^2}{O^2}$ à chaque température.

Enfin, de mes propres expériences, je citerai celles avec *Sempervivum tectorum*, *Echeveria macrophylla*, *Sedum hybridum*, *Oxalis acetosella* et *Pelargonium zonale*.

(1) *Loc. cit.*, p. 342-343, tabl. V.
(2) *Loc. cit.*, p. 310, 316, 318 et 324.
(3) *Recherches sur la respiration et la transpiration des Champignons* (Ann. Sc. nat., 6e série, t. XVII, p. 210). — *Recherches sur la respiration des tissus sans chlorophylle* (Ann. Sc. nat., 6e série, t. XVIII, p. 293). — *Recherches sur la respiration des feuilles à l'obscurité* (Ann. Sc. nat., 6e série, t. XIX, p. 217).
(4) *Loc. cit.*, p. 267-270.
(5) *Loc. cit.*, p. 357-359.
(6) *Loc. cit.*, p. 231-236, 240-245.
(7) *Loc. cit.*, tab. IV, 10, 11, 12, 23, 41, 46, 51 et 60.

NUMÉROS des expériences	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	RAPPORT $\frac{CO^2}{O^2}$
		heures.	degrés.	
	A. — *Expériences de MM. Dehérain et Moissan.*			
74	Agave americana	47	0	»
75	Id.	90	11	0,66
76	Id.	5	40	0,88
77	Agave micracantha	48	0	»
78	Id.	90	11	0,65
79	Opuntia elata	20	12	»
80	Id.	22	15	0,86
	B. — *Expériences de M. Moissan.*			
58	Les bourgeons d'Æsculus Hippocastanum (avril)	21	15	0,85
59		21	30	0,98
60	Id.	21	15	0,81
61		21	30	1,29
71	Id.	21	15	1,06
72		21	30	1,82
73	Id.	21	15	0,50
74		21	30	2,49
	C. — *Expériences de MM. Bonnier et Mangin* (1er travail).			
25	Agaricus velutipes	1	11	0,06
		1	19	0,06
		1	27	0,06
		1	34	0,06
27	Id.	0,45	22	0,06
		0,45	28	0,06
Jab. 7 *bis*.	Agaricus campestris, 120 gr. dans 2lit,140 d'air	1	14 14	0,55
	Id.	1	28 29	0,56
	Id.	1	35 36	0,56
	D. — *Expériences de MM. Bonnier et Mangin* (2e travail).			
36	Pieds de Neottia Nidus-avis	3,30	24	0,92
			25	0,92
			26	0,92
37	id.	3,30	35	0,94
			30	0,94
	E. — *Expériences de MM. Bonnier et Mangin* (3e travail).			
1	Rameaux feuillés d'Evonymus japonicus (57 gr. dans 700 centim. cubes d'air)	7,30	0	0,97
2		4	15	0,97
3		2,30	23	1,00
4		1	31	0,94
5	Rameaux feuillés de Syringa vulgaris (49 gr. dans 620 centim. cubes d'air)	1	18	0,98
6		0,45	24	0,94
7		0,30	32	0,99

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	RAPPORT $\frac{CO^2}{O^2}$
		heures.	degrés.	
	E. — *Expériences de MM. Bonnier et Mangin* (3e travail) (*suite*).			
8	Rameaux feuillés d'Æsculus Hippocastanum (50 gr. dans 690 centim. cubes d'air)	4,40	0	0,97
9		1,30	14	1,01
10		0,35	25	0,98
11		0,47	27-35,5	1,06
12	Feuilles de Hedera Helix (53 gr. dans 60 centim. cubes d'air)	1	18	1,00
13		0,30	27-32	1,00
14	Rameaux feuillés de Pinus maritima (120 gr. dans 620 centim. cubes d'air)	9	0	0,83
16		1,50	20	0,84
19		3,07	36	0,87
22	Rameaux feuillés de Pinus Pinea (122 gr. dans 1 260 c.c. d'air)	2,10	14	0,82
23		2,15	24	0,83
26	Rameaux feuillés de Taxus baccata (106 gr. dans 610 c. c. d'air)	4	16	0,86
28		0,35	46	0,89
	F. — *Expériences de M. Gerber.*			
Jab. 4	Une pomme pesant 106gr,37	»	33	1,43 (1)
	Id.	»	18	0,96 (2)
Jab. 10	Une pomme pesant 157gr,85	»	33	1,20 (3)
	Id.	»	18	1,01 (4)
Jab. 11	Une pomme pesant 11gr,93	»	30	1,25
	Id.	»	18	0,99
	Id.	»	0	0,88
Jab. 12	Une pomme pesant 93gr,90	»	38	1,29
	Id.	»	30	1,13
	Id.	»	18	1,05
	Id.	»	0	0,88
Jab. 23	1. Un raisin pesant 1,47 gr.	»	37-33-30	1,39
	Id.	»	20-16	0,93
	Id.	»	0	0,70
	2. Un raisin pesant 3,25 gr.	»	30	1,30
	Id.	»	20	0,98
	Id.	»	0	0,70
	3. Un raisin pesant 5,10 gr.	»	30	1,03
	Id.	»	20	0,83
Jab. 41	Aspergillus niger, sur liquide nutritif contenant 0gr,984 d'acide tartrique	»	33-32	1,76
		»	14-12	1,32
		»	8-5	0,86
Jab. 46	Aspergillus niger, sur liquide nutritif contenant 0gr,37 d'acide tartrique et 0,25 de sucre	»	33-30	1,21
		»	12-11	0,98
		»	8	0,91
Jab. 51	Aspergillus niger, sur liquide nutritif contenant 0gr,82 d'acide citrique et 0,84 gr. de sucre	»	33-30	1,15
		»	15-12	1,18
		»	8	0,90
		»	5-1	0,58
Jab. 60	Aspergillus niger, sur liquide nutritif contenant 2 gr. de tannin	»	33	1,09
		»	14	1,08

(1) Moyenne de 4 expériences.
(2) — 15 —
(3) — 6 —
(4) — 27 —

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	RAPPORT $\frac{CO^2}{O^2}$
		heures.	degrés.	
	G. — Mes expériences.			
1	Sempervivum tectorum............	3	3-5	0,40
2	Id.	3	10-15	0,11
3	Id.	7	24-26	0,80
4	Id.	7	35	0,86
5	Echeveria macrophylla............	3 1/2	0,75-1,5	1,00
6	Id.	3 1/2	7,5-15	0,44
7	Id.	15 3/4	12,5-25	0,91
8	Id.	1 1/2	26-26,5	0,25
9	Id.	3	37	1,00
10	Id.	3 1/2	12,5	0,50
11	Id.	3 1/2	3,6	0,77
12	Sedum hybridum..................	3	2-4	0,45
13	Id.	3	10-12	0,37
14	Id.	3	25-26	0,48
15	Id.	2 1/2	37-38	0,72
16	Id.	2	39-40	0,87
17	Id.	2 1/2	12-14	0,37
18	Id.	3 1/2	3-5	0,56
19	Id.	7 1/2	23-23,5	0,60
20	Id.	16	23-25,5	0,56
21	Oxalis Acetosella..................	2 1/2	36-38	0,70
22	Id.	3	37	1,00
23	Id.	3	15-16	0,61
24	Id.	5	5-7	0,73
25	Pelargonium zonale................	4	4-5	0,75
26	Id.	3	12-14	0,54
27	Id.	3	34-35	0,95

Comme on le voit par ces tableaux, les données des expériences sont si contradictoires qu'on ne peut pas en tirer quelque conclusion précise. Pour étudier plus précisément cette question du changement du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ avec la température, qui a, non seulement un intérêt théorique, mais aussi un intérêt pratique pour la discussion des résultats de quelques expériences, j'ai entrepris de faire une série de recherches dans des conditions qui excluent autant que possible toutes les sources d'erreur.

II

La première et la plus importante difficulté dans les expériences sur l'influence de la température sur le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ c'est que, grâce à la grande intensité de la respiration à la température la plus élevée, les végétaux absorbent l'oxygène plus vite dans un récipient hermétiquement fermé. Ils peuvent alors manifester le phénomène de la fermentation propre.

On peut lever cet obstacle en appliquant trois méthodes différentes: 1° En exposant les végétaux aux températures diverses avec différentes durées des expériences, durées d'autant plus petites que la température est plus élevée; 2° en exposant simultanément des plantes aussi identiques que possible en quantité différente dans des récipients de volume égal; 3° en exposant simultanément des plantes identiques en quantité égale dans des récipients d'un grand volume à la température la plus élevée et dans des récipients de plus petit volume à la température la plus basse.

La première méthode qu'ont employée MM. Bonnier et Mangin dans leurs recherches sur la respiration des rameaux feuillés présente cet inconvénient que, si la durée de chaque expérience est courte, les végétaux n'ont pas le temps de s'échauffer à la température voulue.

Les plantes prennent, en effet, la température de l'atmosphère ambiante très lentement. C'est ce que démontrent les expériences que j'ai établies et que je cite ici :

Expérience 1. — Une pomme de terre pesant 42 grammes et de volume de près de 40 c.c. a été perforée jusqu'au centre et dans le canal cylindrique a été introduit un thermomètre. Cette pomme de terre avec le thermomètre a été placée sur le fond d'un cylindre de verre de 300 c.c. de volume, de telle manière que le thermomètre avait une position verticale. L'ouverture du cylindre a été bouchée par un tampon de ouate. Puis le cylindre a été placé à 11 h. 30 dans une étuve dont la température était de 37° C. A partir de 11 h. 30, ont été lues les indications du

thermomètre placé dans la pomme de terre. Voici les résultats :

Heures.	Degrés.
11,30	20,0
11,50	25,0
12	26l9
12,17	29,3
12,45	32,4
1,15	34,6
1,30	35,2
1,55	36,0
2,35	36,8
2,50	37,0

Expérience 2. — Un bulbe d'Oignon (*Allium Cepa*) pesant 20 grammes et de 22 c.c. de volume a été perforé jusqu'au plateau du bulbe et dans le canal a été introduit un thermomètre. Le tout a été placé dans un cylindre de verre de 250 c.c. de capacité et, comme dans l'expérience précédente, le cylindre a été laissé dans l'étuve à 37° C. à 9 h. 15 du matin. Le thermomètre indiquait :

Heures.	Degrés.
9,15	18,5
9,30	21,3
9,45	25,2
10,00	28,7
10,10	30,5
11,50	36,8
12,00	37,0

A midi, le cylindre avec le bulbe a été transporté de l'étuve dans une chambre à la température constante 19°,2—19°,3 C. Le thermomètre indiquait :

Heures.	Degrés.
12,00	37,0
12,10	35,1
12,25	31,2
12,45	26,2
1,10	23,2
1,45	21,0
2,35	19,4

Expérience 3. — Dix plantules étiolées de Lupin (*Lupinus albus*) ont été liées en faisceau et au centre de ce faisceau a été introduit un thermomètre. Ce faisceau avec le thermomètre a

été placé dans un cylindre de verre au fond duquel était une petite quantité d'eau (près de 5 c.c.). L'ouverture du cylindre a été bouchée par un tampon de ouate et le cylindre a été laissé à l'étuve à 37° C. à 11 h. 15 du matin. Le thermomètre indiquait :

Heures.	Degrés.
11,15	19,0
11,30	21,0
1,00	32,5
1,45	34,1
2,15	35,0

A 2 h. 15 après midi, le cylindre a été transporté dans une chambre à température constante 16°,5-16°,6 C. Le thermomètre indiquait :

Heures.	Degrés.
2,15	35,0
4,45	18,2
5,30	16,0

Expérience 4. — J'ai répété l'expérience précédente, mais j'ai placé le cylindre avec les plantules et le thermomètre dans un plus grand cylindre de verre rempli d'eau à 35° C. ; ce cylindre se trouvait dans l'étuve à 34° C. Le thermomètre indiquait :

Heures.	Degrés.
9,30	18,8
9,40	21,1
9,50	22,8
10,20	27,9
10,50	32,7
11,30	34,0
11,45	34,6
11,55	35,0

Comme on le voit par le résultat de ces expériences, pour élever la température des végétaux de 19°-20° C. à 35°-37° C., il faut maintenir ceux-ci pendant 2 h. 30 à 3 h. 15 à cette température. Il faut aussi attendre le même temps pour les refroidir de 35°-37° C. à 17°-19° C.

MM. Bonnier et Mangin disent que : « dans les expériences faites dans d'autres conditions qu'à la température ordinaire, il est nécessaire de laisser les feuilles prendre la température

de l'air dans lequel on les immerge » (1); mais, dans leurs tableaux d'expériences, ils n'indiquent pas le temps pendant lequel les végétaux prenaient la température désirée. Nous ne pouvons donc pas savoir si les plantes avaient vraiment la température de l'air ambiant.

On peut conclure, des expériences décrites plus haut, que dans l'étude sur l'influence de la température sur le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ on ne peut expérimenter avec le même objet en l'exposant aux températures diverses successivement que dans le cas où la durée de l'expérience n'a aucune influence sur l'état de développement de cet objet.

Mais comme, dans plusieurs cas, nous avons des objets qui, pendant une expérience durant 10-12 heures, manifestent des variations dans leur développement, il est plus convenable de comparer la respiration de deux ou plusieurs objets aussi identiques que possible en les exposant aux températures diverses simultanément. Mais, dans ces cas, il est indispensable de prendre pour les expériences des plantes en grande quantité pour éviter l'influence individuelle des objets.

Quant à la durée possible de chaque expérience dans laquelle la quantité d'oxygène dans le récipient n'est pas encore devenue trop petite, il est très important de déterminer avec précision la quantité minimale d'oxygène dans l'atmosphère, qui ne provoque pas encore la respiration intramoléculaire. L'apparition de cette dernière, d'une manière extérieure, se fait voir par l'accroissement du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$. D'après les expériences de M. Stich (2), une diminution de la quantité d'oxygène dans l'atmosphère atteignant à peu près 4-5 p. 100 n'entraîne pas encore l'apparition de la respiration intramoléculaire, et ce n'est que plus bas, au-dessous de cette limite, que le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ commence à augmenter.

J'ai fait quelques expériences ayant pour but de vérifier le

(1) *Recherches sur la respiration des feuilles à l'obscurité*, p. 225.

(2) Stich, *Athmung der Pflanzen bei verminderter Sauerstoffspannung und bei Verletzungen* (Flora, 1891, p. 1).

minimum pour la quantité d'oxygène. Dans ces expériences, les objets aussi identiques que possible, en mêmes ou différentes quantités, avaient été introduits dans des récipients du même volume et restaient à la température de la chambre (toujours invariable où les changements ne dépassaient jamais 0,5°) ou à l'étuve pendant différents intervalles, de sorte qu'à la fin de l'expérience j'obtenais dans le récipient une atmosphère renfermant différentes quantités d'oxygène.

Expérience 1. — Je mettais des plantules de huit jours de *Triticum vulgare*, en même quantité, dans trois récipients pareils de dimensions (A, B et C), gardés dans la chambre à la température 19°-19°,3. Toutes les deux heures, je faisais une prise d'air d'un récipient pour l'analyse. J'ai obtenu les résultats suivants :

	Durée de l'expérience (heures).	O^2 p. 100 à la fin de l'expérience.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
Récipient A............	2	14,2	0,47
— B............	4	7,5	0,46
— C............	6	1,8	0,59

Expérience 2. — Les mêmes plantules de *Triticum vulgare*, placées en même quantité dans les trois récipients (A, B et C) et gardées dans l'étuve à 35°. Toutes les heures, je faisais dans chaque récipient une prise d'air pour l'analyse.

	Durée de l'expérience (heures).	O^2 p. 100 à la fin de l'expérience.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
Récipient A............	1	15,1	0,52
— B............	2	7,2	0,58
— C............	3	1,1	0,73

Du reste, l'expérience 2 ne mérite que peu de considération, car, comme je l'ai démontré plus haut, l'échauffement des plantes se fait assez lentement et par conséquent il est possible que l'augmentation graduelle du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ pouvait dépendre de l'échauffement graduel des tissus des plantes. A cause de cela, toutes les expériences suivantes ont été faites à la même température que les objets avaient avant l'expérience.

Expérience 3. — Des plantes étiolées de dix jours de *Helianthus annuus* ont été placées dans quatre récipients (A, B, C et D)

et gardées à 19°-19°,2. Les prises d'air étaient extraites à deux heures d'intervalle.

	Durée de l'expérience (heures).	O^2 p. 100 à la fin de l'expérience.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
Récipient A............	2	15,3	0,51
— B............	4	10,9	0,52
— C............	6	5,8	0,50
— D............	8	0,9	0,71

Expérience 4. — Avec des plantules précisément identiques, fut faite une autre expérience. Dans trois récipients de mêmes dimensions furent placées différentes quantités de ces plantules et dans tous ces récipients, où les plantes restèrent 4 heures à 18°,8-19°, les prises d'air furent extraites pour l'analyse en même temps.

	Quantité de plantules.	O^2 p. 100 à la fin de l'expérience.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
Récipient A............	5	13,8	0,53
— B............	10	7,1	0,52
— C............	15	1,3	0,59

Expérience 5. — Des jeunes feuilles de *Syringa vulgaris* ont été placées dans trois récipients pareils de dimensions (A, B, C), en différentes quantités : dans le récipient A, 10 feuilles ; dans le récipient B, 20 feuilles, et dans le récipient C, 30 feuilles, et gardées dans une pièce noire à la température 18°,4-18°,6 trois heures durant. Après quoi, de chaque récipient furent effectuées les prises d'air pour l'analyse.

	O^2 p. 100 à la fin de l'expérience.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
Récipient A.......................	12,4	0,70
— B.......................	5,0	0,70
— C.......................	0,8	0,81

Expérience 6. — Des jeunes branches feuillées ont été placées dans quatre récipients pareils (A, B, C et D), et gardées dans une pièce noire à la température de 19°,2-19°,5. Les prises d'air furent effectuées à intervalles d'une heure dans chaque récipient successivement.

	Durée de l'expérience (heures).	O^2 p. 100 à la fin de l'expérience.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
Récipient A............	1	16,1	0,74
— B............	2	10,2	0,75
— C............	3	5,3	0,72
— D............	4	1,1	0,77

Expérience 7. — Dix plantules étiolées de *Cucurbita Pepo* furent placées dans un récipient qui communiquait par un tube en verre avec l'appareil à prises de MM. Bonnier et Mangin (1) ; pendant la durée de l'expérience, furent effectuées des prises d'air toutes les demi-heures. Température 17°-18°,1.

	O^2 p. 100 à la fin de l'expérience.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
Dans une 1/2 h., depuis le commencement de l'expérience	17,7	0,62
Dans 1 heure	13,1	0,63
1 h. 1/2	8,9	0,61
2 heures	4,5	0,62
2 h. 1/2	1,2	0,65
3 heures	0	0,88 (2)

Les résultats des expériences précédentes, et aussi ceux des expériences de M. Stich, donnent le moyen de préciser le minimum de la quantité de l'oxygène à la fin de l'expérience ; il est de 4 à 5 p. 100. Ce qui fait que, dans mon futur exposé, je ne fixerai mon attention que sur les expériences dans lesquelles la quantité de l'oxygène ne fut pas moins que 4 p. 100 à la fin de l'expérience.

Ensuite, en exposant les expériences sur l'influence de la température sur la respiration des plantes, il est encore nécessaire d'avoir en vue les conditions d'existence des objets dans le temps qui précédait l'expérience en question. Des expériences de MM. Palladine (3), Zalessky (4), Ziegenbein (5) et Schmidt (6), nous concluons, en effet, que les plantes exposées à une température moyenne, après l'influence d'une température plus élevée, réagissent sur cette irritation en élevant l'énergie de la respiration et en agrandissant la valeur du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.

(1) Voy. la description de cet appareil dans leurs *Recherches sur la respiration et la transpiration des Champignons* (Ann. des Sc. nat., 6e série, t. XVII).

(2) Voy. aussi les données de l'expérience 33, dans le tableau VI.

(3) Palladine, *Influence des changements de température sur la respiration des plantes* (Rev. gén. de Bot., t. XII, 1899, p. 241-257).

(4) Zalessky, *La question de l'influence de l'irritation sur la respiration des plantes*, 1902 (en russe).

(5) Ziegenbein, *Untersuchungen über den Stoffwechsel und die Athmung keimender Kartoffelknollen und anderer Pflanzen* (Pringsh. Jahrbücher, t. XXV, 1893).

(6) *Loc. cit.*

Cette dernière valeur du rapport reste invariable quelque temps encore après que les plantes ont été transportées de nouveau à la température antérieure. Ce fait démontre qu'il faut éviter d'employer le même objet pour deux ou plusieurs expériences consécutives, et aussi d'exposer les objets à de trop brusques changements de température avant l'expérience.

III

Toutes les conditions exposées dans le chapitre précédent furent observées par moi dans mes expériences. Les récipients pour les plantes étaient des cylindres de 150, 250 et 400 c.c. Je fermais les cylindres avec un bouchon ordinaire à travers lequel furent passés : 1° le tube en verre *a*, qui servait à extraire les portions du gaz du récipient à la fin de l'expérience ; 2° le manomètre à mercure ouvert.

Au début de l'expérience, je mettais les plantes dans un récipient, je fermais ce dernier par un bouchon avec le tube *a* et le manomètre ; ensuite je couvrais bien vite le bouchon avec du mastic de Mendeleieff et soudais l'ouverture extérieure du tube *a* ; après quoi, le récipient était laissé ou dans l'étuve ou dans une pièce noire à température constante. L'expérience finie, je mettais le tube *a* en communication avec l'appareil à prises de MM. Bonnier et Mangin au moyen d'un tube en caoutchouc plongé dans le mercure. Je cassais la pointe soudée du tube *a* dans l'intérieur du tube en caoutchouc, sous le mercure, et faisais le brassage de l'air dans le récipient ; après quoi, je prenais l'échantillon d'air destiné pour l'analyse.

En couvrant le bouchon du récipient avec le mastic de Mendeleieff, j'arrivais à fermer hermétiquement le récipient, ce dont il était toujours facile de se convaincre en raréfiant l'air dans le récipient par l'appareil à prises, et en observant les indications du manomètre qui, de cette manière, contrôlait la complète isolation de l'atmosphère dans le récipient. Il est inutile de noter que, dans la branche du manomètre communiquant avec le récipient, je versais quelques gouttes d'eau pour préserver les plantes de l'action des vapeurs du mercure.

Pour chaque expérience, dans deux ou trois récipients de même volume je mettais des objets le plus possible identiques, mais de quantités inégales ; je prenais, pour l'expérience à une température plus basse, plus de plantes que pour l'expérience à température plus haute. Ce procédé avait pour but l'égale composition de l'atmosphère à la fin de l'expérience. La durée de l'expérience était toujours la même à toutes les températures. Dans d'autres expériences, je prenais les mêmes quantités d'objets pour toutes les températures, mais alors je les mettais dans des récipients de différents volumes; j'exposais les grands récipients à une haute température, et les petits à une plus basse.

MM. Dehérain et Maquenne (1) indiquent comme une source d'erreurs dans les expériences sur le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ la dissolution d'acide carbonique dans le suc cellulaire.

Pas de doute, en effet, qu'une certaine quantité de l'acide carbonique reste dissoute dans les tissus des plantes et cette quantité peut être définie d'un côté, premièrement, par l'énergie de la respiration d'une plante donnée, et secondement, par la propriété du protoplasme d'exhaler de l'acide carbonique, plus facile ou plus difficile ; de l'autre côté, cette quantité dépend de la température de l'air qui entoure la plante et de la pression partielle de l'acide carbonique. Par conséquent, on peut croire qu'à basse température, les plantes retiennent plus de l'acide carbonique dissous qu'à haute température, ce qui influe infailliblement sur le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$, quant à sa diminution. Mais à haute température, la plus grande intensité de la respiration augmente la quantité de CO^2 dans l'atmosphère du récipient, augmente la pression partielle et, par là, agit sur l'accumulation de l'acide carbonique dans les tissus de la plante. Tout de même, il paraît que la quantité de l'acide carbonique retenu dans le tissu des plantes n'a pas d'influence appréciable sur le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$, si on mélange soigneusement l'air à la prise des

(1) *Loc. cit.*, p. 183.

échantillons. Pour mieux éclaircir cette question, j'ai fait les expériences suivantes :

Expérience 1. — Les plantules étiolées de huit jours de *Lupinus albus* (10 plantules dans 250 c.c. d'air) étaient laissées dans le récipient pendant 4 heures à la température 10°-10°,2. Après le brassage de l'air, l'échantillon fut pris, l'analyse duquel fournit le rapport $\frac{CO^2}{O^2} = 0,72$. Ensuite, l'air fut complètement retiré du récipient au moyen de la pompe à mercure de Sprengel et l'analyse de cet air fournit le rapport $\frac{CO^2}{O^2} = 0,74$.

Expérience 2. — Exactement la même expérience fut faite avec des plantules identiques à la température de 35°. L'échantillon de l'air, après le brassage, fournit le rapport $\frac{CO^2}{O^2} = 0,91$, et, après que l'air fut pompé, 0,92.

Expérience 3. — La même expérience a été faite avec des plantules identiques à la température de 4°-5°. L'échantillon d'air après le brassage fournit $\frac{CO^2}{O^2} = 0,63$ et, après que l'air fut pompé, 0,67.

Expérience 4. — Les vertes et jeunes feuilles de Lilas (*Syringa vulgaris*) (20 feuilles dans 200 c.c. de l'air) étaient laissées dans le récipient pendant 5 heures à la température de 3°-4°. Après brassage, l'échantillon d'air fournit le rapport $\frac{CO^2}{O^2} = 0,57$. Ensuite, l'air fut vite pompé du récipient et l'analyse de cet air fournit le rapport $\frac{CO^2}{O^2} = 0,60$.

Expérience 5. — La même expérience fut faite avec les feuilles du Lilas (20 feuillles à 400 c.c. d'air) à la température de 35°. L'échantillon d'air après le brassage fournit $\frac{CO^2}{O^2} = 0,88$, et après l'avoir pompé, 0,90.

Les expériences sus-mentionnées démontrent que la quantité de l'acide carbonique retenu dans les tissus des plantes, en

brassant soigneusement l'air avant de retirer l'échantillon, est si petite, qu'elle n'a aucune influence sur le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ (1).

La durée des expériences était différente, mais assez longue pour que les plantes eussent le temps de s'échauffer à la température ambiante. Toutes les expériences, dans lesquelles la quantité de l'oxygène fut moindre, à la fin, que 4 p. 100, ne furent plus mentionnées.

Les objets furent des jeunes plantules d'âges différents, des feuilles, des racines et quelques microorganismes végétaux.

Les jeunes plantules.

Pour les expériences, j'employais les plantules de *Phaseolus multiflorus*, *Hordeum distichum*, *Triticum vulgare*, *Helianthus annuus*, *Cucurbita Pepo*, *Lupinus albus*.

Les résultats obtenus sont indiqués dans les tableaux qui suivent. Dans ces tableaux, j'ai calculé les quantités d'oxygène et d'acide carbonique qui existeraient pour une proportion d'azote égale à la proportion au début de l'expérience. Pour toutes les expériences, la composition de l'atmosphère initiale était : $CO^2 = 0$, $O^2 = 20{,}6$, $Az = 79{,}4$.

(1) Voy. aussi les données de MM. Bonnier et Mangin dans leurs *Recherches sur les variations de la respiration avec le développement des plantes* (Ann. Sc. nat., 7e série, t, II, 1885, p. 321-323).

TABL. I. — **Phaseolus multiflorus.**

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO^2 p. 100.	O^2 p. 100.	Az p. 100.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 absorbé p. 100.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
		heures.	degrés.						
1	Plantules étiolées de 2 jours.	21	35	16,2	4,6	79,2	16,2	16,4	0,99
		21	18-19	11,4	5,8	82,8	11,4	15,8	0,72
		21	6-7	9,2	5,2	85,6	9,2	17,2	0,53
2	Plantules étiolées de 4 jours.	19	35	18,3	0,4	81,3	»	»	»
		19	18-19	11,4	5,7	82,9	11,4	15,9	0,71
		19	4-5	5,4	8,8	85,8	5,4	8,8	0,61
3	Plantules étiolées de 6 jours.	18	35	11,8	6,7	81,5	11,8	14,7	0,80
		18	5-6	1,6	16,6	81,8	1,6	4,8	0,33
4	Plantules étiolées de 12 jours.	21	35	20,7	1,4	77,9	20,7	19,0	»
		21	7-10	3,3	14,9	81,8	3,3	6,5	0,50
5	Plantules étiolées de 13 jours.	20	35	22,6	0,2	77,2	22,6	20,2	»
		20	18-19	12,8	0,3	84,6	12,1	18,9	»
6	Plantules étiolées de 15 jours.	21	35	12,4	5,8	81,8	12,4	15,6	0,80
		21	18-19	9,0	10,3	80,7	9,0	10,7	0,84
7	Plantules étiolées de 17 jours.	24	35	10,5	8,9	80,7	10,5	12,1	0,87
		24	12-15	6,7	11,4	81,9	6,7	10,0	0,67
8	Plantules étiolées de 19 jours.	24	35	13,2	6,0	80,8	13,2	15,2	0,87
		24	12-15	7,2	10,9	81,9	7,2	10,5	0,68
9	Plantules étiolées de 22 jours.	20	35	6,9	12,1	81,0	6,9	9,0	0,76
		20	16-17	3,1	15,4	81,5	3,1	6,0	0,51
		20	5-6	2,3	16,4	81,3	2,3	4,9	0,47

TABL. II. — **Hordeum distichum.**

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 p. 100.	Az p. 100.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 absorbé p. 100.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
		heures.	degrés.						
10	Plantules étiolées de 1 jour avec les racines 2-3 mill.	16	35	29,1	5,5	65,4	29,1	11,5	2,52
		16	10-13	16,6	5,4	78,0	16,6	15,0	1,10
11	Plantules étiolées de 6 jours avec les rac. 8,5-13,5 cm.	7 ½	35	15,2	5,7	79,1	15,2	15,1	1,00
		7 ½	10-11	3,1	15,7	81,2	3,1	5,7	0,54
12	Plantules étiolées de 5 jours.	20	35	7,1	12,4	80,5	7,1	8,6	0,82
		20	18-19	10,4	9,4	80,3	10,4	11,6	0,89
13	Plantules étiolées de 9 jours.	20	35	4,0	13,8	82,2	4,0	7,8	0,50
		20	18-19	3,0	14,0	83,0	3,0	7,8	0,38

TABL. III. — **Triticum vulgare.**

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 p. 100.	Az p. 100.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 absorbé p. 100.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
		heures.	degrés.						
14	Plantules étiolées de 8 jours.	27 ½	35	9,1	6,5	84,4	9,1	15,9	0,57
		27 ½	20	5,6	9,3	85,1	5,6	13,1	0,43
		27 ½	8-10	6,7	7,7	85,6	6,7	14,7	0,48

TABL. IV. — **Helianthus annuus.**

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO^2 p. 100.	O^2 p. 100.	Az p. 100.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 absorbé p. 100.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
		heures.	degrés.						
15	Plantules étiolées de 10 jours.	26 ½	35	10,5	6,3	83,2	10,5	15,5	0,68
		26 ½	18-19	6,3	9,5	84,2	6,3	12,7	0,50
		26 ½	4-5	1,2	14,4	84,4	1,2	7,8	0,15
16	Plantules étiolées de 12 jours.	21	35	7,2	5,9	86,9	7,2	16,8	0,43
		21	18-19	4,0	7,3	88,7	4,0	15,7	0,25
		21	5-6	2,7	9.1	88,2	2,7	13,9	0,19
17	Plantules étiolées de 15 jours.	20	35	7,0	6,3	86,7	7,0	14,5	0,48
		20	18-19	4,4	6,7	88,9	4,4	15,1	0,29
		20	4-5	2,3	11,6	86,1	2,3	10,4	0,22

TABL. V. — **Cucurbita Pepo.**

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO^2 p. 100.	O^2 p. 100.	Az p. 100.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 absorbé p. 100.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
		heures.	degrés.						
18	Plantules étiolées de 5 jours.	19	35	16,7	0,3	83,0	»	»	»
		19	17-18	7,4	9,5	83,2	7,4	12,3	0,60
		19	5-6	5,7	12,0	82,3	5,7	9,6	0,59
19	Plantules étiolées de 10 jours.	15	37	10,9	5,5	83,6	10,9	16,7	0,65
		15	16-17	7,0	6,4	86,6	7,0	16,2	0,43
		15	2-3	3,0	13,4	83,6	3,0	8,4	0,35
20	Plantules étiolées de 15 jours.	15	37	10,7	5,6	83,7	10,7	14,2	0,66
		15	16-17	6,5	10,4	83,1	6,5	11,4	0,57
		15	1-2	4,1	12,7	83,2	4,1	9,0	0,45

TABL. VI. — **Lupinus albus.**

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO^2 p. 100.	O^2 p. 100.	Az p. 100.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 absorbé p. 100.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
		heures.	degrés.						
21	Plantules étiolées de 2 jours.	24	35	14,8	6,3	78,9	14,8	14,5	1,02
		24	20	8,1	9,4	82,5	8,1	13,0	0,62
		24	10	6,0	12,6	81,4	6,0	8,8	0,68
22	Plantules étiolées de 3 jours.	18	35	12,3	5,7	82,0	12,3	15,9	0,77
		18	18-19	6,3	10,1	83,6	6,3	11,7	0,54
		18	5-6	3,8	12,1	84,1	3,8	10,1	0,37
23	Plantules étiolées de 5 jours.	17	35	11,8	4,6	83,6	11,8	17,6	0,67
		17	18-19	8,8	7,1	84,1	8,8	15,1	0,58
24	Plantules étiolées de 7 jours.	17	35	12,0	5,3	82,7	12,0	16,3	0,73
		17	18-19	5,9	10,5	83,6	5,9	11,3	0,52
		17	4-5	3,9	12,4	83,7	3,9	9,4	0,41
25	Plantules étiolées de 9 jours.	17	35	11,4	6,1	83,5	11,4	15,5	0,73
		17	18-19	4,0	13,6	82,4	4,0	8,0	0,50
		17	4-5	3,6	14,0	82,2	3,8	7,6	0,50
26	Plantules étiolées de 12 jours.	16	35	13,0	6,3	80,7	13,0	14,7	0,88
		16	16-17	4,0	13,3	82,7	4,0	8,3	0,48
		16	5-6	3,0	15,9	81,1	3,0	5,5	0,54
27	Plantules étiolées de 12 jours.	22	35	6,1	5,4	88,5	6,1	17,9	0,34
		22	18-19	2,4	5,5	92,1	2,4	18,6	0,13
		22	5-6	1,2	11,8	87,0	1,2	11,0	0,11

TABL. VI. — **Lupinus albus** (*suite*).

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO^2 p. 100.	O^2 p. 100.	Az p. 100.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 absorbé p. 100.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$
		heures.	degrés.						
28	Plantules étiolées de 4 jours.	7 1/2 7 1/2	35 11-12	15,1 7,4	4,9 7,3	80,0 85,2	15,1 7,4	15,9 15,1	0,95 0,50
29	Plantules étiolées de 8 jours.	21 21	35 9-10	20,3 5,1	0,4 12,1	79,3 82,8	20,3 5,1	20,4 9,5	» 0,53
30	Plantules étiolées de 12 jours.	23 23	35 17-18	10,4 6,8	5,6 10,2	84,0 83,0	10,4 6,8	16,8 11,4	0,62 0,60
31	Plantules étiolées de 13 jours.	20 20	35 18-19	15,2 10,4	4,0 7,6	80,8 82,0	15,2 10,4	17,0 13,8	0,89 0,75
32	Plantules étiolées de 15 jours.	20 20	35 18-19	9,0 0,4	8,8 19,8	83,0 79,8	9,0 0,4	12,8 1,0	0,70 0,40
33	Plantules étiolées de 7 jours.	3 1/2 7 1/2	35 35	11,0 22,3	5,4 0,5	83,6 77,2	11,0 22,3	16,4 19,9	0,67 1,12

Les données que nous venons de citer montrent que, indépendamment de la nature des objets, l'élévation de la température est accompagnée de l'augmentation du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$. Dans certains cas, on peut remarquer une liaison entre l'influence de la température sur la respiration et l'âge de la plante, qui se manifeste dans la diminution du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ aux températures diverses, qui va en se rapetissant parallèlement au développement des plantules. Par exemple, on peut observer ce fait dans les expériences avec l'*Helianthus annuus*.

Les feuilles.

Je prenais pour les expériences des feuilles d'âge différent de *Syringa vulgaris*, *Aesculus Hippocastanum*, *Juglans regia*, *Prunus Padus* et des branches feuillées de *Picea excelsa*.

TABL. VII. — **Syringa vulgaris.**

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO^2 p. 100.	O^2 p. 100.	Az p. 100.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 absorbé p. 100.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
		heures.	degrés.						
34	Bourgeons semi-ouverts.	4 4	35 20	9,6 6,6	9,7 12,7	80,7 80,7	9,6 6,6	11,3 8,3	0,85 0,79
35	Feuilles jeunes.	20 20	35 18-19	11,5 7,5	8,8 10,7	79,7 81,8	11,5 7,5	12,0 10,7	0,96 0,70
36	Jeunes branches feuillées.	5 5	35 21	11,3 7,6	8,1 11,4	80,6 81,0	11,3 7,6	12,9 9,8	0,87 0,77
37	Branches feuillées plus âgées.	8 8	35 19	7,7 7,1	11,2 11,7	81,1 81,2	7,7 7,1	9,6 9,3	0,80 0,76
38	Fleurs non ouvertes.	23 23	35 19-20	13,9 13,8	4,4 4,2	81,7 82,0	13,9 13,8	17,0 17,2	0,81 0,80

TABL. VIII. — **Æsculus Hippocastanum.**

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO^2 p. 100.	O^2 p. 100.	Az p. 100.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 absorbé p. 100.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
		heures.	degrés.						
39	Feuilles jeunes.	21 21	35 19-20	4,0 1,7	14,9 15,3	86,1 83,0	4,0 1,7	6,1 6,3	0,65 0,27
40	Feuilles développées (fin mai).	8 8	35 22	7,3 6,4	11,4 8,6	81,3 85,3	7,3 6,4	10,0 13,6	0,73 0,47
41	Feuilles âgées (fin août).	8 8	35 18	6,1 5,2	12,4 12,0	81,5 82,8	6,1 5,2	8,8 9,6	0,69 0,54
42	Bourgeons.	3 8	19,5 19,5	7,3 17,0	12,7 1,1	80,0 81,9	7,3 17,0	8,1 20,3	0,90 0,83

TABL. IX. — **Picea excelsa.**

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO^2 p. 100.	O^2 p. 100.	Az p. 100.	CO^2 dégagé.	O^2 absorbé p. 100.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
		heures.	degrés.						
43	Jeunes branches feuillées.	5 5	35 21	1,7 1,8	17,3 16,1	81,0 82,1	1,7 1,8	4,1 5,4	0,41 0,33
44	Branches feuillées (août).	6 6	35 20	2,4 2,3	16,0 15,5	81,6 82,2	2,4 2,3	5,4 5,9	0,44 0,39
45	Branches feuillées (août).	7 7	35 20	2,6 2,7	15,6 14,7	81,8 82,6	2,6 2,7	5,8 6,9	0,45 0,39

TABL. X. — **Juglans regia.**

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO^2 p. 100.	O^2 p. 100.	Az p. 100.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 absorbé p. 100.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
		heures.	degrés.						
46	Feuilles développées (août).	8	35	11,0	8,5	80,5	11,0	12,3	0,89
		8	20	9,2	8,8	82,0	9,2	13,0	0,71
		8	7-8	4,0	15,4	80,6	4,0	6,0	0,66
47	Feuilles jeunes (mai).	8	35	12,1	6,8	81,1	12,1	14,4	0,84
		8	19	8,2	8,2	83,6	8,2	13,4	0,61
		8	7-8	4,3	12,7	83,0	4,3	9,1	0,47

TABL. XI. — **Prunus Padus.**

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO^2 p. 100.	O^2 p. 100.	Az p. 100.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 absorbé p. 100.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
		heures.	degrés.						
48	Feuilles jeunes.	20	35	6,8	5,8	87,4	6,8	17,1	0,40
		20	18-19	7,2	9,2	83,6	7,2	12,6	0,57
49	Feuilles plus âgées.	22	35	10,7	2,9	86,4	10,7	19,7	»
		22	18-19	10,4	8,1	81,0	10,4	12,8	0,81

Dans tous les cas, on observait : 1° l'augmentation du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ avec l'élévation de la température, et 2° la liaison entre le degré du développement de la feuille et cette augmentation. Ainsi, les feuilles dans les bourgeons et aussi les feuilles complètement développées montrent une augmentation moins grande du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ avec l'élévation de la température que les feuilles jeunes; c'est-à-dire le même fait qu'on observe chez les plantules jeunes. Pour manifester d'une manière plus claire cette dépendance, je veux citer à part les rapports $\frac{CO^2}{O^2}$ pour les diverses températures extraits des tableaux précédents et aussi la relation entre eux, en prenant pour unité le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ pour la température la plus basse.

TABLEAU XII.

Nos des expérience.	OBJETS.	TEMPÉRATURE. 35°-37° a.	17°-22° b.	10°-15° c.	1°-7° d.	RELATION entre les rapports a, b, c, d.
	Phaseolus multiflorus.					
1	Plantules de 2 jours	0,99	0,72	»	0,53	1,86 : 1,36 :
2	— 4 —	»	0,71	»	0,61	1,16 : 1
3	— 6 —	0,80	»	»	0,33	2,42 : 1
4	— 12 —	»	»	»	0,50	»
7	— 17 —	0,87	»	0,67	»	1,30 : 1
8	— 17 —	0,87	»	0,68	»	1,29 : 1
9	— 22 —	0,76	0,51	»	0,47	1,61 : 1,08 :
	Hordeum distichum.					
10	Plantules de 1 jour	2,52	»	1,10	»	2,30 : 1
11	— 6 —	1,00	»	0,54	»	1,85 : 1
12	— 5 —	0,89	0,82	»	»	1,08 : 1
13	— 9 —	0,50	0,38	»	»	1,31 : 1
	Triticum vulgare.					
14	Plantules de 8 jours....	0,57	0,43	0,48	»	»
	Helianthus annuus.					
15	Plantules de 10 jours....	0,68	0,50	»	0,15	4,53 : 3,33 :
16	— 12 —	0,43	0,25	»	0,19	2,26 : 1,31 :
17	— 15 —	0,48	0,29	»	0,22	2,18 : 1,31 :
	Cucurbita Pepo.					
18	Plantules de 5 jours	»	0,60	»	0,59	1 : 1
19	— 10 —	0,65	0,43	»	0,35	1,85 : 1,23 : 1
20	— 15 —	0,66	0,57	»	0,45	1,46 : 1,26 : 1
	Lupinus albus.					
21	Plantules de 2 jours	1,02	0,62	0,68	»	1,50 : 0,91 : 1
22	— 3 —	0,77	0,54	0,37	»	2,08 : 1,46 : 1
23	— 5 —	0,67	0,58	»	»	»
24	— 7 —	0,73	0,52	»	0,41	1,78 : 1,26 : 1
25	— 9 —	0,73	0,50	»	0,50	1,46 : 1 : 1
26	— 12 —	0,88	0,48	»	0,54	1,61 : 0,88 : 1
27	— 12 —	0,34	0,13	»	0,11	3,1 : 1,2 : 1
28	— 4 —	0,95	»	0,50	»	1,80 : 1
29	— 8 —	»	»	0,53	»	»
30	— 12 — ...	0,62	0,60	»	»	1,01 : 1
32	— 15 —	0,70	0,40	»	»	1,75 : 1

Nos des expériences.	OBJETS.	TEMPÉRATURE. 35°-37° a.	17°-20° b.	10°-15° c.	1°-7° d.	RELATION entre les rapports a, b, c, d.
	Syringa vulgaris.					
34	Bourgeons semi-ouverts.	0,85	0,79	»	»	1,07 : 1
35	Feuilles jeunes.........	0,96	0,70	»	»	1,37 : 1
36	Jeunes branches feuillées.	0,87	0,77	»	»	1,14 : 1
37	Branches feuillées plus âgées.................	0,80	0,76	»	»	» 1,05 : 1
38	Fleurs non ouvertes....	0,81	0,80	»	»	1,01 : 1
	Aesculus Hippocastunum.					
39	Feuilles jeunes..........	0,65	0,27	»	»	2,40 : 1
40	— développées.....	0,73	0,47	»	»	1,55 : 1
41	— âgées..........	0,69	0,54	»	»	1,27 : 1
	Picea excelsa.					
43	Jeunes branches feuillées.	0,41	0,33	»	»	1,24 : 1
44	Br. développées (août)....	0,44	0,39	»	»	1,12 : 1
45	Id.	0,45	0,39	»	»	1,15 : 1
	Juglans regia.					
47	Feuilles jeunes (mai)....	0,84	0,61	»	0,47	1,78 : 1,30 : 1
46	— développées.....	0,89	0,71	»	0,66	1,55 : 1,07 : 1

Les bulbes et les racines.

Quoique peu nombreuses, les expériences sur les bulbes et les racines donnèrent les mêmes résultats que les précédentes.

TABL. XIII. — **Allium Cepa.**

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO^2 p. 100.	O^2 p. 100.	Az p. 100.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 absorbé p. 100.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
50	Les bulbes en novembre.	48	35	2,4	8,3	89,3	2,4	15,0	0,16
		48	20-21	0,2	19,1	80,7	0,2	1,9	0,10
		48	2-5	0,6	16,3	83,1	0,6	5,5	0,11
51	Les bulbes en germination.	7	37	7,9	13,6	78,5	7,9	7,0	1,13
		7	8-9	1,2	19,6	79,2	1,2	1,2	1,00

TABL. XIV. — **Raphanus Raphanistrum.**

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO_2 p. 100.	O_2 p. 100.	Az p. 100.	CO_2 dégagé p. 100.	O_2 absorbé p. 100.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
52	Racines.	7 7	35 9,5 10	5,0 1,5	15,2 17,7	79,8 80,6	5,0 1,7	5,6 3,1	0,90 0,55
53	Id.	8 8	35 10-11	6,1 2,2	13,8 17,1	80,1 80,7	6,1 2,2	7,0 4,1	0,87 0,54

Expériences avec les végétaux inférieurs.

TABL. XV. — **Moisissures et Levures.**

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO^2 p. 100.	O^2 p. 100.	Az p. 100.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 absorbé p. 100	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$
54	Mucor stolonifer.	5 5	35 20,4	24,6 20,4	5,0 5,8	70,4 73,8	24,6 20,4	14,1 13,2	1,74 1,54
55	Id.	5 5	35 20,4	25,7 22,3	4,0 4,8	70,3 72,9	25,7 22,3	15,1 14,6	1,70 1,52
56	Acrostalagmus cinnabarinus.	6 1/2 6 1/2	35 15-15,5	16,9 12,0	4,3 8,4	78,8 79,6	16,9 12,0	16,5 12,4	1,02 0,96
57	Oidium lactis.	6 1/2 6 1/2	35 15-15,5	11,1 3,3	6,2 16,1	82,7 80,6	11,1 3,3	15,4 4,7	0,72 0,70

Le résultat incontestable de toutes les expériences que l'on vient de citer est celui-ci, qu'avec l'élévation de la température augmente le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$. Dans certains cas (par exemple pour l'*Acrostalagmus cinnabarinus*, l'*Oidium lactis* et les autres), cette augmentation est presque nulle, mais on n'observe jamais le contraire, c'est-à-dire la diminution du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ avec l'élévation de la température. Il est possible aussi, sans doute, que l'âge de l'objet ne reste pas sans influence sur le degré de l'augmentation du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ avec l'élévation de la tempé-

rature. Je crois pourtant, que, dans un cas donné, cette influence dépend de la présence de diverses matières organiques dans les tissus de l'objet. Le chapitre suivant est consacré aux recherches sur ce sujet.

IV

Les recherches d'Aubert, de Gerber et les miennes sur l'influence de la matière nutritive sur l'augmentation du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ ont démontré que l'introduction des acides organiques dans l'organisme végétal augmente ce rapport $\frac{CO^2}{O^2}$, tandis que l'introduction des polysaccharides est accompagnée de son abaissement. On observe le même effet aux températures diverses.

Les expériences faites pour confirmer ce fait furent les suivantes.

Des myceliums d'*Aspergillus niger* étaient cultivés sur le liquide de Raulin dans des ballons de Kresling retournés de haut en bas. L'ouverture de chacun de ces ballons est fermée hermétiquement par un bouchon de caoutchouc. Le bouchon présente trois ouvertures, dans lesquelles passent trois tubes de verre recourbés à angle droit à la partie extérieure. Deux tubes viennent presque jusqu'au fond du ballon et le troisième dépasse à peine la surface intérieure du bouchon. J'introduisais le liquide de Raulin avec les spores d'*Aspergillus niger* suspendues par ce dernier tube court. De cette manière, je remplissais les ballons de liquide à différents niveaux, de sorte qu'au-dessus du liquide il restait un certain volume d'air. Quand le mycélium s'agrandissait assez pour qu'il formât une épaisse et solide lame au-dessus du liquide nutritif, alors je retirais ce dernier par le tube court du ballon et je le remplaçais par la solution de la matière étudiée. Après quoi, à peu près dans 16-17 heures, je commençais l'expérience même. Avant l'expérience, dans l'espace d'une heure, je laissais passer dans le ballon à l'aide des longs tubes un fort courant d'air. Ensuite, les extrémités libres de ces tubes étaient soudées et je plaçais le ballon dans un grand cylindre rempli d'eau à la température voulue. En même temps, l'ouverture du ballon avec les branches

extérieures des tubes était plongée dans le mercure versé au fond du cylindre. De cette manière, j'arrivais à une fermeture complètement hérmétique du ballon. Je transportais les cylindres avec les ballons dans des pièces à températures diverses. Les expériences duraient 4 à 5 heures. L'expérience finie, je prenais, de la manière déjà décrite, l'échantillon d'air et je l'analysais. Les résultats de ces expériences sont consignés dans le tableau suivant :

Tabl. XVI. — **Aspergillus niger.**

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO^2 p. 100.	O^2 p. 100.	Az p. 100.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 absorbé p. 100.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
		heures.	degrés.						
58	Mycélium sur 5 p. 100 solution de dextrose.	3 1/2 3 1/2	36 22,4	20,5 16,0	4,5 5,0	75,0 79,0	20,5 16,0	15,5 15,8	1,32 1,00
59	Idem.	4 1/2 4 1/2	35 19	19,1 12,4	5,4 8,2	75,5 79,4	19,1 12,4	14,7 12,6	1,30 0,98
60	Mycélium sur 5 p. 100 solution de saccharose.	4 1/2 4 1/2	35 18	17,7 11,8	5,6 7,8	76,7 80,4	17,7 11,8	14,5 13,0	1,22 0,91
61	Mycélium sur 3 p. 100 d'acide tartrique.	3 1/2 3 1/2	36 22,4	28,5 20,3	4,8 5,3	66,7 74,4	28,5 20,3	14,0 14,4	2,03 1,40
62	Mycélium sur 3 p. 100 solution d'acide tartrique.	4 4	36 21,8	27,7 19,5	5,4 5,5	66,9 75,0	27,7 19,5	13,1 14,4	1,35 2,11
63	Mycélium sur 5 p. 100 solution de glycérine.	3 1/2 3 1/2	36 22,5	13,2 8,9	5,0 6,0	81,8 85,1	13,2 8,9	16,1 16,3	0,82 0,54
64	Idem.	4 4	36 22	12,7 8,4	6,3 5,6	81,0 86,0	12,7 8,4	14,7 16,8	0,86 0,50
65	Mycélium sur 3 p. 100 solution de mannite.	24 24	35 3-5	20,5 5,0	3,0 14,1	79,5 80,9	20,5 5,0	17,1 6,9	1,20 0,73

Une autre série d'expériences concernait les changements du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ à températures diverses quand l'aliment manque dans le liquide nutritif. Pour cela, j'introduisais sous le mycélium de l'eau distillée au lieu du liquide Raulin et laissais le mycélium sur l'eau pendant quelques jours. Voici les résultats de deux séries d'expériences:

TABL. XVII. — **Aspergillus niger.**

NUMÉROS des expériences.	OBJETS.	DURÉE de l'expérience.	TEMPÉRATURE.	CO^2 pour 100.	O^2 pour 100.	Az pour 100.	CO^2 dégagé p. 100.	O^2 absorbé pour 100.	Rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.
		heures.	degrés.						
66	Après un jour de disette.	24 24	35 19-20	19,0 9,7	2,5 7,1	78,5 83,2	19,0 9,7	17,9 14,7	1,06 0,66
67	Idem.	22 22	35 3-5	19,4 1,6	3,9 17,0	76,7 81,5	19,4 1,6	16,2 4,4	1,19 0,36
68	Un jour de disette.	4 4	36 21,8	16,4 8,7	5,4 9,2	78,2 82,1	16,4 8,7	15,2 12,4	1,08 0,70
	Trois jours de disette.	4 4	36 21,2	11,3 5,4	8,0 12,9	80,7 81,7	11,3 5,4	13,0 8,7	0,87 0,62
	Cinq jours de disette.	4 1/2 4 1/2	36 22	4,4 2,0	13,5 16,9	81,7 81,1	4,4 2,0	7,7 3,9	0,57 0,51

En comparant les rapports $\frac{CO^2}{O^2}$ pour les températures diverses de la dernière expérience, nous obtiendrons les chiffres suivants, si nous acceptons que le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ pour la température 20° est l'unité.

Le premier jour de disette..................	1,54 : 1
Le troisième —	1,40 : 1
Le cinquième —	1,10 : 1

Nous voyons que, plus le mycélium est affamé, moins l'éléva-

tion de la température influe sur le changement du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$. En comparant ce résultat avec les faits cités plus haut que la présence dans les tissus des acides organiques et des hydrates de carbone contribue le plus à l'augmentation du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ par l'élévation de la température, on peut admettre avec une certaine probabilité que, dans un mycélium affamé, disparaissent les hydrates de carbone et les acides et que l'exhalation de l'acide carbonique dans cette période de temps se passe aux dépens de la destruction des matières protéiques. Toutes les expériences précédentes démontrent que l'âge du mycélium n'a aucun rôle dans le cas donné; les expériences dans lesquelles les myceliums étaient couverts de nombreuses spores, par conséquent déjà vieux, faisaient voir les changements du rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ sous l'influence de la température élevée, toutes les fois qu'on introduisait la nouvelle substance nutritive.

CONCLUSIONS

Les conclusions générales de mes recherches sont les suivantes :

1° Le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ change avec la température, en s'accroissant avec son élévation.

2° L'influence de la température sur le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$ se fait voir d'autant plus clairement que les objets sont plus jeunes.

3° L'influence de la température dépend de la qualité de la matière nutritive qui se trouve dans les tissus végétaux.

4° La disparition de la matière nutritive du tissu est accompagnée d'une influence moins sensible de la température sur le rapport $\frac{CO^2}{O^2}$.

SUR LES DIVERSES SORTES

DE

MÉRISTÈLES CORTICALES DE LA TIGE

Par M. PH. VAN TIEGHEM.

On sait que la stèle de la tige peut séparer des portions d'elle-même, qui cheminent ensuite librement dans l'écorce, dont l'assise interne les entoure chacune d'un endoderme particulier. J'ai nommé dans tous les cas *méristèles* les portions de stèle ainsi détachées ; ce sont toujours des méristèles *corticales*. Mais il en faut distinguer de plusieurs sortes.

Le plus souvent, la séparation intéresse, de la périphérie au centre, toute la profondeur de la stèle, dont elle détache tout un secteur. La méristèle corticale se compose alors d'au moins un faisceau libéroligneux tout entier, avec la portion de péricycle adossée en dehors à son liber, la portion de moelle contiguë en dedans à son bois et les deux moitiés des rayons qui le séparaient des faisceaux voisins, en un mot avec toute la gaine de conjonctif qui l'entourait dans la stèle, gaine que, dans la méristèle, j'ai désignée sous le nom de *péridesme*. Formée ainsi d'un faisceau libéroligneux et d'un péridesme, la méristèle peut être dite *complète*, puisqu'on y retrouve, semblablement disposées, les diverses régions de la stèle totale.

Complète de la sorte au point où elle quitte la stèle, la méristèle demeure ordinairement telle dans tout son parcours à l'intérieur de l'écorce. Mais il arrive aussi qu'elle va bientôt s'appauvrissant progressivement à mesure qu'elle s'y élève,

perdant d'abord le bois, puis le liber de son faisceau libéroligneux, pour se réduire finalement à son péridesme dans toute sa région supérieure. C'est alors une méristèle devenue *incomplète par réduction.*

Ailleurs, la séparation ne porte dès le début que sur une partie de l'épaisseur de la stèle, par exemple sur sa région périphérique, située entre l'endoderme et les tubes criblés les plus externes du liber, en un mot sur son péricycle, toutes les régions plus profondes, liber, bois, rayons et moelle, restant en place. La méristèle, qui conserve ensuite cette simplicité de structure dans tout son parcours à l'intérieur de l'écorce, peut être dite *incomplète par essence.*

Examinons séparément ces trois sortes de méristèles corticales.

1° *Méristèles corticales complètes.* — Suivant les plantes, les méristèles corticales complètes, et qui demeurent telles, se comportent, comme on sait, de trois manières différentes.

Tantôt, séparées de la stèle de la tige vers la base ou le milieu d'un entre-nœud quelconque, elles ne séjournent dans l'écorce que dans le reste de cet entre-nœud et pénètrent tout entières dans la feuille du nœud suivant. Ou bien, elles traversent ce nœud et c'est seulement après avoir parcouru encore un ou quelques entre-nœuds qu'elles se rendent, toujours tout entières, dans la feuille du second nœud ou d'un nœud supérieur. Après leur départ total, plus ou moins proche de leur entrée dans l'écorce, la stèle sépare aussitôt tout autant de nouvelles méristèles pour les remplacer. Les méristèles corticales qui se comportent ainsi doivent être regardées comme appartenant déjà à la feuille à laquelle elles sont destinées et où elles se rendent ; en un mot, elles sont déjà *foliaires.* Leur sortie anticipée et successive, suivie de leur présence momentanée autour de la stèle, ne sont qu'une modification intéressante du type monostélique normal de la tige.

Cette modification peut à son tour offrir deux aspects différents. Quelquefois, la feuille ne reçoit, au nœud où elle s'insère, qu'une de ces méristèles corticales, sans rien emprunter à la stèle à ce niveau, comme dans les Casuarines (*Casuarina*), par exemple. Le plus souvent, elle reçoit deux ou un nombre pair

de méristèles corticales et, en même temps, tire directement de la stèle, au nœud même, sa méristèle médiane, comme dans les Diptérocarpacées, les Ochnacées, etc., par exemple.

Tantôt, séparées de la stèle de la tige près de sa base, à son premier nœud, c'est-à-dire au nœud cotylaire, et toutes à la fois, elles cheminent dans l'écorce à côté de la stèle dans toute sa longueur, envoyant seulement à chaque nœud, à partir du second, chacune une branche qui entre aussitôt dans la feuille correspondante, avec la méristèle médiane émise par la stèle au nœud même. Au même titre que la stèle elle-même, elles sont alors et demeurent parties intégrantes de la tige ; en un mot, elles sont *caulinaires*. Leur sortie simultanée et leur présence permanente à côté de la stèle caractérisent un type particulier de structure de la tige, type que j'ai nommé *mésostélique*.

Tantôt, enfin, la stèle de la tige sépare ses méristèles encore près de sa base, au nœud cotylaire, et toutes à la fois, comme dans le second cas; mais, comme elle en produit tout autant qu'elle possède de faisceaux libéroligneux, elle s'épuise du même coup en les formant et disparaît comme telle, laissant l'écorce pénétrer jusqu'au centre, en son lieu et place. N'envoyant à chaque nœud dans la feuille qu'une branche chacune, caulinaires, par conséquent, comme dans le second cas, ces méristèles corticales constituent à elles seules tout le système libéroligneux de la tige ; elles sont comme la monnaie de la stèle disparue. J'ai nommé *schizostélique* ce type de structure, qui se relie au type monostélique ordinaire par l'intermédiaire du type mésostélique, dont il n'est en somme qu'une réalisation plus complète.

Suivant les plantes, il offre trois modifications différentes. Ou bien les méristèles sont et demeurent libres : il y a *dialyméristélie,* comme dans la Prêle des bourbiers, les Ophioglosses, etc. Ou bien elles s'unissent bord à bord en un tube, soit seulement par leurs péridesmes, comme dans la Prêle des champs, etc., soit en même temps par leurs faisceaux libéroligneux, comme dans les Botryches, etc. ; dans ce second cas, il y a *gamoméristélie*.

2° *Méristèles corticales incomplètes par réduction.* — C'est sur les méristèles corticales incomplètes, soit qu'elles le deviennent

par réduction progressive le long de leur parcours, soit qu'elles se trouvent à cet état dès leur point de séparation, que la présente Note voudrait attirer l'attention des anatomistes.

Considérons d'abord celles de la première sorte, en prenant pour premier exemple le rhizome des Acores (*Acorus*), notamment de l'A. graminé (*A. gramineus*) (1).

La stèle émet çà et là, en divers points de sa périphérie, des méristèles complètes, dont le péridesme est différencié tout autour en une gaine fibreuse, elle-même entourée d'un endoderme dont les cellules épaississent et lignifient leur membrane en forme d'U et contiennent chacune un cristal d'oxalate de calcium. De ces méristèles corticales, les unes, en petit nombre, demeurent complètes dans tout leur trajet à l'intérieur de l'écorce et pénètrent telles quelles dans les feuilles supérieures. D'autres, plus nombreuses, perdent progressivement, à mesure qu'elles s'élèvent dans l'écorce, le bois de leur faisceau libéroligneux, se réduisent à un faisceau libérien entouré d'une gaine fibreuse plus épaisse et entrent ainsi dans les feuilles supérieures. D'autres, plus nombreuses encore, s'appauvrissent davantage, perdent aussi progressivement leur faisceau libérien, se réduisent à un cordon fibreux péridesmique et pénètrent avec cette structure simplifiée dans les feuilles supérieures. La coupe transversale du rhizome montre donc à tout niveau des méristèles à ces trois états, avec tous les passages de l'un à l'autre, disséminées en grand nombre dans toute l'épaisseur de l'écorce. Il y en a, par exemple, à un certain niveau, 17 complètes, 30 formées d'un faisceau libérien et d'une gaine fibreuse péridesmique, et 65 réduites à un cordon fibreux péridesmique ; en tout, 112 à ce niveau. L'endoderme qui entoure ces cordons fibreux permet de distinguer les méristèles corticales ainsi réduites d'avec les cordons fibreux provenant d'une différenciation directe de l'écorce qu'on rencontre dans la tige de beaucoup d'autres plantes, par exemple dans le rhizome des Laiches (*Carex*). Complètes ou incomplètes par réduction à divers degrés, toutes les méristèles corticales du rhizome des Acores se

(1) Pour la structure de ce rhizome, voy. Ph. van Tieghem, *Recherches sur la structure des Aroïdées* (Ann. des Sc. nat., Bot., 6e série, VI, p. 99, pl. VIII, fig. 1-11, 1867).

rendent directement aux feuilles, remplacées à mesure par des méristèles complètes émanées de la stèle; elles sont donc toutes foliaires, et la tige ainsi construite appartient au type monostélique.

Un second exemple de méristèles corticales devenant incomplètes par réduction nous est offert par la tige de toutes les Buxées de l'Ancien Monde, aussi bien des trois genres africains Buxanthe (*Buxanthus*), Buxelle (*Buxella*) et Notobuxe (*Notobuxus*), que du genre Buis (*Buxus*), dont les espèces croissent en Europe et en Asie (1). Au nœud même, la stèle de la tige de ces plantes sépare, pour chacune des deux feuilles opposées, une large méristèle en arc, qui détache aussitôt de chacun de ses bords une petite branche.

En Europe et en Asie, c'est-à-dire dans les diverses espèces de Buis, cette branche s'incurve aussitôt tout entière latéralement en dehors, et descend dans l'épaisseur de l'écorce de la tige, jusque vers la base de l'entre-nœud, où elle se termine librement; la partie médiane de l'arc entre seule dans la feuille. Pratiquée à peu de distance au-dessous du nœud, la coupe transversale de la tige quadrangulaire montre donc aux angles quatre méristèles corticales complètes, tournant en dehors le liber, en dedans le bois de leur faisceau libéroligneux, avec un péridesme différencié en arc fibreux en dedans du bois. A mesure qu'elles descendent, elles s'amincissent et en même temps s'appauvrissent, perdant progressivement d'abord le bois, puis le liber de leur faisceau libéroligneux et se réduisant, avant de se terminer, à un mince cordon fibreux péridesmique.

En Afrique, c'est-à-dire dans les Buxanthes, Buxelles et Notobuxes, la branche issue de la méristèle foliaire à sa base se bifurque aussitôt; le rameau interne passe dans la feuille, où il accompagne de chaque côté la méristèle médiane; le rameau externe seul descend dans l'écorce de la tige, où il se comporte comme il vient d'être dit pour la branche totale dans les Buis.

Dans toutes les Buxées de l'Ancien Monde, la tige possède donc quatre méristèles corticales, complètes au point où elles

(1) Pour la structure de la tige des Buxées, voy. Ph. van Tieghem, *Sur l'élongation des nœuds* (Ann. des Sc. nat., Bot., 8e série, V, p. 159, 1897), et *Sur les Buxacées* (*Ibid.*, V, p. 301, 1897).

quittent la stèle, mais devenant progressivement incomplètes, jusqu'à se réduire à leur péridesme. Ces méristèles y appartiennent aux feuilles, elles y sont foliaires, mais tout autrement que chez les Acores. Là, c'était parce que, venant de la tige, elles y séjournaient quelque temps en montant dans son écorce avant d'entrer dans la feuille; ici, c'est parce que, venant de la feuille à sa base, elles n'y entrent pas, mais restent dans la tige en descendant dans son écorce, où elles se terminent. Chacun des deux exemples qu'on vient de signaler offre donc le phénomène sous un aspect différent.

3° *Méristèles corticales incomplètes par essence.* — Lorsque la séparation n'intéresse que le péricycle de la stèle, soit dans la totalité, soit seulement dans une partie de son épaisseur, la méristèle corticale est dès sa base et demeure dans toute son étendue très incomplète, étant de nature exclusivement péricyclique.

Suivant les plantes, le péricycle de la tige offre, comme on sait, une grande diversité de conformation. La structure particulière qu'il possède au point où la méristèle s'en détache déterminera, dans chaque cas, la composition de celle-ci. Bornons-nous à en citer ici deux exemples, où cette diversité de structure est très frappante.

Pourvu qu'on en éloigne d'abord les Chiches (*Cicer*), qui ne lui appartiennent pas, les Viciées forment, comme on sait, dans la famille des Légumineuses et dans la sous-famille des Papilionées, une tribu nettement caractérisée notamment par la remarquable structure de la tige, qui est mésostélique avec seulement deux méristèles corticales complètes, normalement orientées, alternes aux deux séries de feuilles distiques qu'elle porte. Par là, c'est déjà un bel exemple de la seconde des trois manières dont se comportent, comme il a été dit plus haut, les méristèles corticales complètes, c'est-à-dire du type mésostélique. Mais ce n'est pas tout (1).

Considérée au milieu d'un entre-nœud quelconque, la tige renferme, en outre, dans son écorce, en correspondance avec

(1) Pour la structure de la tige des Viciées, voy. Ph. van Tieghem, *Sur les faisceaux libéroligneux corticaux des Viciées* (Bull. de la Soc. bot., XXXI, p. 133, 1884).

les deux séries de feuilles, c'est-à-dire sur un diamètre perpendiculaire à celui des deux méristèles complètes, deux méristèles cylindriques, plus étroites et beaucoup plus simples. Sous son endoderme, dont les cellules renferment chacune un cristal d'oxalate de calcium, chacune d'elles se réduit, en effet, à un paquet de fibres lignifiées, toutes semblables entre elles et toutes pareilles à celles qui, dans le péricycle de la stèle, forment l'arc superposé à chacun des faisceaux libéroligneux, ou qui, dans les deux méristèles corticales complètes, forment l'arc fibreux externe du péridesme. La présence d'un endoderme autour de chacun des faisceaux fibreux empêche déjà de les confondre avec ces faisceaux de fibres lignifiées qui, dans la tige d'autres plantes, par exemple dans le rhizome des Laiches (*Carex*), se différencient directement dans l'épaisseur de l'écorce, à laquelle ils appartiennent en propre. La série des coupes transversales pratiquées de la base au sommet d'un entre-nœud quelconque, ou la section longitudinale axile de cet entre-nœud, menée perpendiculairement au plan médian des feuilles, permettent d'en observer l'origine et le mode de formation.

A la base même de l'entre-nœud, on voit l'arc fibreux péricyclique situé en dehors du faisceau libéroligneux correspondant à la feuille inférieure proéminer au dehors, en son milieu, et former une côte qui n'en intéresse pas toute l'épaisseur. Puis, par une sorte de pincement, cette côte se sépare, entourée du repli de l'endoderme, d'avec la portion interne de l'arc fibreux, restée en place et en dehors de laquelle l'endoderme général se referme aussitôt. Ainsi détachée, la méristèle, non seulement est de nature exclusivement péricyclique, mais ne renferme même qu'une partie de l'épaisseur du péricycle. Elle monte, en s'écartant progressivement de la stèle, et chemine vers le milieu de l'épaisseur de l'écorce, dans toute la longueur de deux entre-nœuds. Au second nœud, où se trouve insérée la feuille superposée à celle qui a servi de point de départ, la stèle sépare le secteur dont l'arc fibreux péricyclique a fourni, deux entre-nœuds plus bas, la méristèle corticale incomplète, secteur qui pénètre aussitôt dans la feuille dont il forme la méristèle médiane, pendant que les deux branches produites par les méristèles corticales complètes y entrent aussi et y constituent les

méristèles latérales. En s'incurvant en dehors pour aller à la feuille, la méristèle médiane rencontre forcément, vers le milieu de l'épaisseur de l'écorce, la méristèle réduite dont il vient d'être question. Elle se fusionne avec elle; le faisceau fibreux cylindrique se confond de nouveau avec l'arc fibreux du secteur. dont il s'était détaché deux entre-nœuds plus bas, et le tout, entouré d'un endoderme commun, reconstitue, avant d'entrer dans la feuille, une méristèle complète et totale, comme si aucune séparation n'avait eu lieu. Immédiatement au-dessus de ce second nœud, la stèle de la tige reforme au même endroit, comme il a été dit plus haut, une nouvelle méristèle fibreuse, qui remplace la méristèle disparue.

Contrairement aux deux méristèles corticales complètes, qui sont, comme on sait, caulinaires, les deux méristèles corticales incomplètes de la tige des Viciées entrent tout entières dans les feuilles, mais elles s'y perdent comme telles en y entrant ; elles sont donc foliaires, mais d'une façon très singulière et qui leur est propre. Il en résulte une modification remarquable du type mésostélique, qui caractérise ces plantes.

Les choses sont plus compliquées dans la tige des Calycanthes (*Calycanthus*), qui sera notre second exemple.

Rappelons d'abord que, dans le genre voisin Chimonanthe (*Chimonanthus*), qui constitue avec le premier la très intéressante petite famille des Calycanthacées, la tige offre dans son péricycle une anomalie remarquable (1). La stèle est carrée, avec un péricycle plus mince sur les côtés, plus épais sur les angles. Sur les côtés, il se réduit à de minces arcs fibreux, bientôt unis bord à bord, par la sclérose en U des cellules intermédiaires, en un étui scléreux continu, et à une ou deux assises de cellules à parois minces, demeurées vivantes en dedans de cet étui. Sur les angles, il est composé de quatre choses. En dehors est un arc fibreux, plus épais et plus large que les arcs fibreux des côtés, auxquels il est réuni, comme ceux-ci entre eux, par la sclérose en U des cellules intermédiaires. Contre le bord interne concave de cet arc, s'applique directement une bande tan-

(1) Voy. à ce sujet : Ph. van Tieghem, *Structure de la tige des Calycanthacées* (Bull. du Mus., X, p. 68, 1904, et Ann. des Sc. nat., Bot., 8e série, XIX, p. 305, 1904).

gentielle formée de vaisseaux et de fibres, elle-même recouverte en dedans par un arc plus épais et plus large, qui la dépasse de chaque côté, formé de tubes criblés et de cellules de parenchyme. Ensemble ces deux parties constituent un faisceau cribrovasculaire inversement orienté. Enfin, les tubes criblés les plus internes, souvent écrasés, de ce faisceau, sont séparés des tubes criblés les plus externes, également écrasés, du liber, par trois à cinq assises de grandes cellules à parois minces, demeurées vivantes et renfermant des chloroleucites, qui appartiennent encore au péricycle.

La tige du Chimonanthe possède donc, dans l'épaisseur de son péricycle, entre la zone scléreuse externe et la couche parenchymateuse interne, quatre faisceaux cribrovasculaires inverses, qui correspondent aux angles et par conséquent alternent avec les quatre séries de feuilles opposées décussées, insérées sur les côtés. C'est là une anomalie singulière, caractérisant une modification remarquable du type monostélique, sans exemple connu jusqu'à présent et qui donne à ce genre un grand intérêt au point de vue de la Science générale.

Ceci rappelé, si l'on suppose que chacun des quatre angles de la stèle du Chimonanthe, constitué comme il vient d'être dit, se sépare du reste dès la base de la tige par un pincement opéré dans le milieu de la zone parenchymateuse interne du péricycle et que chacune des quatre portions de stèle, ainsi découpées, chemine ensuite librement à l'intérieur de la zone interne de l'écorce, entourée d'un endoderme particulier, dans toute la longueur de la tige, on aura précisément la structure qui caractérise les Calycanthes.

Autour de sa stèle, qui est cylindrique et dont le péricycle est normal, la tige des Calycanthes possède, en effet, dans la zone interne de l'écorce, quatre méristèles corticales correspondant à ses angles, et alterne à ses quatre séries de feuilles, qui sont ici aussi opposées décussées. Sous son endoderme, chacune d'elles offre, en dehors, un large arc fibreux, plus épais en son milieu, où il fait saillie vers l'intérieur, en forme de crête, séparant deux concavités. Dans chaque concavité est logé un paquet de vaisseaux mêlés de parenchyme, bordé en dedans par un arc épais de tubes criblés mêlés de parenchyme, formant ensemble

un faisceau cribrovasculaire inverse, dirigé obliquement par rapport au rayon. L'arc fibreux externe recouvre donc deux pareils faisceaux, qui divergent vers l'intérieur en forme de V renversé. Chacun des arcs criblés est bordé en dedans par un arc fibreux plus étroit et plus mince que l'arc fibreux externe et ces trois arcs fibreux sont reliés bord à bord par une assise de cellules à parois minces. Ainsi constituée, la méristèle corticale offre bien la même structure que la portion de péricycle qui occupe l'angle de la stèle carrée dans la tige du Chimonanthe. Il y a seulement cette différence, tout à fait secondaire, que, dans l'angle de la stèle du Chimonanthe, le faisceau cribrovasculaire inverse est simple, tandis que, dans la méristèle corticale des Calycanthes, il y a côte à côte deux faisceaux cribrovasculaires inverses.

Bien qu'offrant une structure très compliquée, les méristèles corticales des Calycanthes n'en doivent donc pas moins être considérées comme incomplètes, comme de nature exclusivement péricyclique, et même n'intéressant pas la totalité de l'épaisseur du péricycle aux points où elles s'en détachent, puisqu'elles laissent dans la stèle une partie de sa zone parenchymateuse interne. Leur complexité de structure, elles la doivent à la structure complexe du péricycle au point de séparation. Il n'en est pas moins vrai qu'elles simulent par là des méristèles complètes, au point que, n'était l'orientation inverse de leur faisceau cribrovasculaire, on pourrait être porté à les considérer comme telles. Ce serait une erreur, qu'il faut éviter. En conséquence, il faut se garder aussi de dire *libéroligneux* le faisceau qu'elles renferment et de nommer *péridesme* la couche fibroparenchymateuse qui l'entoure.

Si maintenant l'on suit, dans toute la longueur de la tige, la course de ces méristèles corticales, on voit qu'à chaque nœud elles émettent chacune une petite branche qui entre dans la feuille correspondante, en même temps que la large méristèle médiane produite par la stèle au nœud même. Elles sont donc, comme la stèle, parties constitutives de la tige et contribuent seulement, au même titre que la stèle elle-même, à la formation des feuilles; en un mot, elles sont caulinaires, comme les méristèles corticales complètes des Viciées, et non foliaires, comme

les méristèles corticales incomplètes de ces plantes. Par là, la tige des Calycanthes se rattache au type mésostélique, dont elle offre une modification remarquable.

Si les méristèles corticales complètes peuvent, suivant les plantes, être tantôt caulinaires et tantôt foliaires, on voit qu'il en est de même pour les méristèles corticales incomplètes par essence, notamment pour celles qui sont de nature exclusivement péricyclique, telles que l'on vient de les étudier chez les Viciées et les Calycanthes.

Au lieu de se limiter au péricycle, comme dans les deux exemples précédents, la séparation peut intéresser une plus grande partie de l'épaisseur de la stèle, sans en atteindre cependant toute la profondeur. Encore incomplète, par conséquent, la méristèle ainsi détachée l'est pourtant à un moindre degré et peut simuler, comme dans les Calycanthes, mais d'une tout autre manière, une méristèle complète. Tel est le cas, par exemple, chez les Osmondacées.

Le rhizome de l'Osmonde royale (*Osmunda regalis*) a, comme on sait, dans son épaisse écorce, un grand nombre de méristèles, disposées sur plusieurs rangs, qui se rendent une à une et tout entières dans les feuilles supérieures, qui sont donc foliaires. Chacune d'elles se compose d'un large faisceau libéroligneux réniforme à concavité interne, dans lequel le second bois primaire ou métaxylème, formé de larges vaisseaux scalariformes, dépasse de chaque côté le premier bois primaire ou protoxylème, formé d'étroits vaisseaux spiralés et annelés, faisceau entouré d'un péridesme parenchymateux et bordé par un endoderme à cadres lignifiés. La zone corticale qui enveloppe cet endoderme conserve ses parois minces et incolores, tandis que le reste de l'écorce épaissit, lignifie et colore en brun ses membranes.

Ainsi constituées, ces méristèles corticales paraissent complètes. Elles ne le sont pourtant pas.

Sous un péricycle parenchymateux, la stèle de ce rhizome contient, comme on sait, au nombre de 13, en rapport avec la disposition 5/13 des feuilles, des faisceaux libéroligneux rangés en un cercle unique autour d'une large moelle parenchymateuse. Les arcs libériens de ces faisceaux confluent bord à bord

en un anneau continu, mais leurs bois sont séparés par des rayons de parenchyme. Considéré à peu de distance au-dessous du départ de la méristèle correspondante, chaque massif ligneux a, sur la coupe transversale, la forme d'un fer à cheval à concavité interne. Le protoxylème s'y réduit à un petit triangle d'étroits vaisseaux spiro-annelés, tout au fond de la concavité ; tout le reste est un métaxylème à larges vaisseaux scalariformes, se développant de dedans en dehors au-dessus du protoxylème jusqu'au bord externe convexe, de dehors en dedans, au contraire, dans les deux branches reployées vers l'intérieur.

En se séparant, la méristèle emporte un arc péricyclique, l'arc libérien sous-jacent, la portion externe du massif ligneux, c'est-à-dire l'arc unissant les deux branches du fer à cheval, composé du triangle de protoxylème et de l'arc de métaxylème centrifuge qui lui est superposé et qui le déborde de chaque côté, enfin la portion de moelle qui borde le protoxylème et qui se réunit aussitôt de chaque côté à l'arc péricyclique externe pour former le péridesme. Les deux grandes branches du fer à cheval, formées uniquement de métaxylème centripète, restent en place dans la stèle ; c'est précisément ce qui rend la méristèle incomplète. La conséquence de cet amoindrissement, c'est qu'une fois dans l'écorce, entourée de son endoderme particulier, après que l'endoderme général de la stèle s'est refermé en dedans d'elle, elle est simplement réniforme, comme il a été dit plus haut et non en fer à cheval à longues branches, comme elle serait si elle était complète.

Maintenant que l'attention des anatomistes est attirée sur ces méristèles corticales incomplètes à divers degrés, soit par réduction progressive, soit par essence, il est probable que d'autres exemples viendront bientôt se joindre à ceux qui ont fait l'objet de ce petit travail.

LISTE

DES

ALGUES MARINES DE LA BARBADE

Par Mlle A. VICKERS.

En 1898, ayant eu l'idée d'aller herboriser aux Antilles, j'ai fait venir les cartes marines des îles Antigua, Trinidad, Grenada et Barbados afin de me renseigner sur le choix d'un séjour pour l'hiver.

Grâce à ces cartes, j'ai pu étudier ces îles, leurs côtes, les profondeurs de la mer autour des côtes, et j'ai constaté que la Barbade avait sur toutes les autres, outre l'avantage de posséder un climat absolument idéal, un autre avantage inappréciable au point de vue algologique, c'est que sa surface était plate, de sorte que la mer devait, en se retirant, découvrir une étendue de terrain beaucoup plus considérable qu'ailleurs. En cela, je ne me suis pas trompée. D'ailleurs, cet agrément, et celui d'avoir un excellent climat, ne sont pas les seuls que présente la Barbade. L'île étant petite, il est plus facile d'en faire le tour. Les routes sont bonnes, et suivent la côte presque tout le temps.

Une des difficultés, lorsqu'on arrive à la Barbade, est de se rendre compte de l'heure et de la hauteur des marées. Il n'existe pas de tables des marées, et si l'on se renseigne auprès des autorités et des marins du port, on est toujours induit en erreur. Si l'on suit leurs conseils, on arrive infailliblement à marée haute au lieu choisi pour l'herborisation.

Il faut se faire une expérience ; au commencement on se trompe souvent. Mais on finit à la longue par se tirer d'affaire. Les marées sont très irrégulières ; elles ne sont pas aux mêmes heures, sur la côte sud, et sur la côte nord-est. Il y a presque deux heures de différence. A la Barbade, la marée procède par bonds ; pendant deux ou trois jours de suite, elle baisse à peu près à la même heure, puis, le quatrième jour, elle ne commence à descendre que trois heures plus tard, aussi faut-il s'y prendre à temps et remettre à point dans l'après-midi l'expédition du matin suivant. Il y a des jours aussi où la mer ne baisse pas du tout, mais il n'y a rien de certain ni de régulier, de sorte que l'on ne peut savoir d'avance ce qu'il en sera. En somme, les marées aux Antilles ne ressemblent en rien aux marées de France.

La côte sud commence à Bridgetown, suit tous les contours de Carlisle Bay, et finit au phare de South Point. Mon premier champ d'exploration a été Hastings Rocks, plage d'Hastings, qui s'étend en face de l'hôtel de la Marine. La plage, comme presque partout, descend en pente douce sur une étendue de trois ou quatre mètres ; puis cette pente s'arrête et le terrain devient parfaitement plat. Il est rarement tout à fait à découvert ; pour herboriser, il faut marcher dans l'eau, au moins jusqu'à la cheville, quelquefois jusqu'aux genoux, et il arrive même d'avoir à entrer dans l'eau jusqu'à la ceinture quand il s'agit de passer sur un récif. Pour arriver à ce terrain plat, il faut donc que la marée soit vraiment basse. A Hastings Rocks, on rencontre de temps en temps des trous artificiels, espèces de piscines creusées à l'intention des baigneurs ; c'est dans ces endroits-là, ou plutôt le long des bords de ces bassins que poussaient les plus beaux échantillons de *Caulerpa plumaris*. Puis, dans les parties moins profondes, on aperçoit un certain nombre de Chlorophycées, *Enteromorpha, Cladophora*, et aussi quelques Cyanophycées. Ce sont ces deux groupes qui dominent à Hastings Rocks.

Au bout de la longue plage d'Hastings se trouve le coin délicieux qui se nomme Worthing. C'est un cap formé de grands rochers surplombants, sous lesquels s'étend une petite baie où l'eau peu profonde est toujours calme. Cette baie est encore

protégée par un récif. Nous faisions là d'abondantes récoltes, car c'était un vrai jardin pour les Caulerpes. Sur un fond légèrement vaseux, poussent, en grande quantité, le *Caulerpa pinnata f. mexicana*, le *Caulerpa cupressoides f. elegans*. Un peu plus loin sur le récif, des masses de *Liagora valida* et *pulverulenta*, mélangés à de nombreux *Caulerpa plumaris* et *Caulerpa clavifera*. Ce récif conduit à marée très basse jusqu'à la pointe. Tout en marchant on aperçoit de temps en temps de belles touffes rouge pourpre formées par le *Galaxaura marginata*. A la pointe même, ce sont les Chlorophycées que l'on retrouve de nouveau, surtout à la base des rochers surplombants, où pousse l'*Ulva fasciata*, dont les longues feuilles, d'un vert éclatant, suivent tout doucement le va et vient de l'eau.

De l'autre côté de cette pointe est Rockley Bay, plage de sable assez étendue, mais protégée en partie par une longue barrière de rochers, sur laquelle les vagues déferlent en tout temps, même par les journées les plus calmes. A l'abri de ces rochers, on peut explorer des flaques peu profondes, lesquelles, bien que séparées jusqu'à un certain point de la mer, restent pourtant en communication avec elle, car les vagues en se brisant, passent par-dessus la barrière, forment cascade, et ces flaques, un moment presque vides, se trouvent tout d'un coup pleines à déborder, ce qui n'est pas toujours d'un grand agrément pour l'algologue. En suivant le côté intérieur de ces rochers, et passant la main dessous, on trouve dans les cavités de beaux échantillons de *Caulerpa racemosa f. clavifera* et de *Caulerpa taxifolia*. Dans les flaques, poussent les *Padina gymnospora*, *Dictyota ciliata*, *Dilophus alternans*, *Gracilaria caudata* et *Gracilaria dentata* ; sur la plate-forme de rochers, les *Ectocarpus hamatus* et *Duchassaingianus* et le *Pylaiella Hooperi*. Non seulement toutes les richesses algologiques semblent s'être assemblées dans ce coin, mais il y a celles qui viennent d'ailleurs, car le flot de la marée montante en amène de tous les côtés, et remplit ces flaques de nombreuses sortes d'Algues qui n'y ont certes pas poussé.

Une demi-heure de voiture, et nous arrivons à Saint-Laurence Rocks. Sa position ressemble un peu à celle de Worthing. Au pied de la petite église perchée sur la hauteur, sous les rochers

surplombants, j'ai cueilli à mi-marée le *Murrayella periclados*, poussant en compagnie du *Caulerpa fastigiata*. Les flaques à droite du rocher, sur la plage sablonneuse, ne contiennent guère que des espèces communes de *Cladophora* et d'*Enteromorpha*. Les points les plus intéressants de cette baie sont les récifs auxquels on ne peut guère arriver sans l'aide d'un bateau. C'est là que poussent l'*Hydroclathrus cancellatus*, le *Symploca hydnoides f. fascirulata*, le *Digenea simplex*, et cette Floridée étrange d'aspect, le *Trichogloea lubrica*.

Au delà de Saint-Laurence, une côte intéressante à explorer est celle de Maxwell, côte excessivement plate dans certaines parties. Quand la mer baisse beaucoup, elle laisse à découvert de grands bancs de Zostères formant des plaques autour desquelles on circule, et, faisant force zigzags, on peut en suivre les bords jusqu'à des distances considérables, mais il faut avoir soin de marcher sur les Zostères pour ne pas tomber dans quelque trou. Ces flaques sont remplies de *Gracilaria cervicornis* et de *Valonia verticillata*. A Maxwell aussi, il y a beaucoup d'Algues flottantes rejetées par la mer. Parmi ces Algues, j'ai trouvé souvent de beaux échantillons de *Dictyopteris Justii*, de *Polysiphonia variegata* et de *Ceramium tenuissimum*.

Kendal Point était un de nos coins favoris. La plage, de plus d'un kilomètre de long, est abritée des vents d'est par une véritable falaise, celle qui se termine par le phare de South Point. La mer y était presque toujours calme. A marée très basse, on y trouve des tapis de *Caulerpa cupressoides f. typica*, forme bien moins commune que l'*elegans* à la Barbade. C'est là qu'un jour nous avons trouvé le *Cladophora crispula*. Nous avons pu en faire ce jour-là une abondante récolte. Bien nous en a pris, car nous ne l'avons plus retrouvé ; la fois suivante, ce *Cladophora* était remplacé par le *Polysiphonia havanensis*.

La côte est est assez différente d'aspect de la côte sud. A partir de South Point, l'abri fait complètement défaut. Toute cette partie de l'île est balayée par les vents d'est-nord-est qui règnent à la Barbade du mois de novembre au mois d'avril. Sur cette côte sauvage, l'endroit de mes prédilections était Valentia, village qui se compose d'une réunion de huttes délabrées, situé sur une hauteur dominant la mer. En descen-

dant une pente rocailleuse on arrive sur une longue plage qui, d'un côté, va rejoindre le pied du phare, et de l'autre s'arrête court devant une falaise à pic, formant une baie où s'amassent, en grand nombre, les Algues rejetées par le flot. Pas un seul rocher à explorer ! Seulement une plage de sable qui descend en pente graduée vers la mer. Et la mer est terrible à cet endroit ! Des vagues immenses roulent une infinité d'Algues marines. Avec un filet, on cherche à les attraper quand elles passent. Elles fuient si rapidement, que c'est à peine si l'on a le temps de les voir, et l'on ne revoit jamais celles que l'on manque. La flore marine de Valentia varie beaucoup ; à chaque visite, on récolte en abondance deux ou trois Algues, et ce ne sont jamais les mêmes deux fois de suite. Un jour nous n'avons récolté que du *Polysiphonia variegata* et du *Griffithsia globifera*, un autre, des *Bryopsis pennata* et des *Griffithsia opuntioides*, un troisième, du *Dictyopteris plagiogramma* en assez grande quantité (la plante est plutôt rare à la Barbade) et un quatrième, du *Siphonocladus tropicus* et du *Dictyopteris delicatula*, cette dernière plante étant abondante au point de changer la couleur de l'eau, sur une cinquantaine de mètres carrés. Toutes ces Algues doivent provenir des récifs qui entourent l'île comme d'une ceinture, récifs qui ne sont pas abordables, pour la raison que la plupart sont sous l'eau. Bien qu'ils soient marqués sur la carte, on n'en aperçoit pas le moindre vestige des hauteurs de Valentia.

Plus loin, toujours en se dirigeant vers le nord-est, on arrive à un autre point battu par la mer, le Crane : c'est un endroit décourageant pour l'algologue. Il n'y a pas de rochers, on a devant soi la même plage de sable qui ne finit jamais, et toujours aussi, ces vagues se brisant sur le rivage. Très beau site, mais assez monotone. On essaie le même manège qu'à Valentia ; on entre dans l'eau, on reçoit le choc des vagues pour ne ramasser rien qui vaille. Une seule visite au Crane pour admirer la belle vue et le feuillage vert des Cocotiers qui longent la plage, c'est plus que suffisant.

Remontant encore plus vers le nord, il y a Lord's Castle, intéressant à plus d'un point de vue. Le château, ou villa, qui appartient à un personnage nommé Lord, est une construction

de la fin du XVIIIe ou du commencement du XIXe siècle; c'est une des rares antiquités de l'île. Le château se trouve perché sur une hauteur; de là, on descend à travers un bois jusqu'à la plage, autre plage de sable, dont la monotonie est relevée par des rochers qui déterminent la formation, comme à Rockley Bay, de grandes flaques peu profondes, où nous avons trouvé quantité de *Polysiphonia macrocarpa* ; mais, à Lord's Castle, ce n'est pas sur les rochers que l'on ramasse le plus d'espèces différentes, c'est en explorant les grands tas de plantes marines, rejetées par la mer, formant un véritable matelas qui s'étale après une tempête, sur toute la longueur de la plage. Sur ce fouillis de toutes sortes de plantes, nous avons trouvé de très beaux échantillons de *Cryptonemia luxurians*, de *Grateloupia filicina*, et d'autres espèces intéressantes.

De toutes les côtes de la Barbade, celle du nord-est est, selon moi, la plus belle. Les côtes sud et ouest sont baignées par la mer des Caraïbes, et se ressentent, plus ou moins, du voisinage de l'Amérique du Sud, surtout de cet immense fleuve Amazone, qui déverse une telle quantité d'eau douce, qu'à son embouchure la mer s'en trouve toute dessalée. Rien d'étonnant d'après cela, que sur ces côtes plus ou moins imprégnées d'eau douce, ce soient les Algues brunes, vertes et bleues qui dominent, tandis que sur la côte nord-est, les Floridées se trouvent en plus grand nombre. D'aspect aussi, celle-ci est toute différente des autres. Cette côte, ou du moins la partie que nous avons explorée, s'étend depuis Conset jusqu'à Bathsheba. Le coup d'œil en est sévère, car, sur tout ce parcours, elle est hérissée de rochers. Du côté de la mer, on ne voit que des moutons blancs, à perte de vue. Ce n'est qu'une succession de lignes de rochers, de récifs, s'alignant les uns à la suite des autres; on ne voit partout que des brisants, des crêtes blanches, se perdant par moments dans une brume d'embruns. C'est seulement par les temps absolument calmes que l'on peut s'aventurer sur une pareille grève.

La baie de Conset est découpée en de petites anses, formées par des rochers qui s'avancent dans la mer. On passe de l'une à l'autre assez facilement, tantôt contournant les rochers, tantôt passant par-dessus. De temps en temps, on rencontre des flaques

très profondes, où pousse le *Galaxaura obtusata* en beaux échantillons, ainsi que de superbes touffes de *Bryothamnion Seaforthii* (à Maxwell et à Rockley Bay, cette plante, quoique commune, reste toujours de petite taille) puis du *Spyridia clavata* en magnifiques exemplaires, dont la forme peut se comparer à de grandes feuilles de Fougères, du *Gracilaria multipartita f. latior*, et dans les anfractuosités de rochers le *Bryopsis Leprieurii* et le *Struvea delicatula f. caracasana*.

Entre Conset Bay et Bath, il y a quelques coins excellents, une petite baie entr'autres où la mer apporte une quantité d'espèces délicates, *Crouania attenuata*, *Falkenbergia Hillebrandii* et quelques *Callithamnion* rares.

A Bath la flore marine varie. Il y a un plus grand nombre d'Algues brunes qu'à Conset. On y trouve souvent le *Zonaria lobata* et le *Padina variegata*; les *Dilophus alternans* et *guineensis* y abondent. Les Floridées sont représentées par de grosses plantes d'*Haloplegma Duperreyi*, par l'*Asparagopsis Delilei* et le *Chrysymenia uvaria*. A Bath, toutes ces plantes sont rejetées sur la plage. En face de Bath, il y a au loin un récif avec de grands rochers. A marée très basse, si l'on ne veut pas s'y rendre en bateau, on peut y aller à pied, sous la conduite d'un pêcheur qui connaît le passage. On arrive d'abord sur de grands bancs, formés par l'*Avrainvillea longicaulis*, puis on passe sur un autre plateau couvert d'innombrables flaques peu profondes, chauffées par un soleil ardent. C'est dans ces flaques que pousse l'*Udotea conglutinata* qui forme comme des petites coupes à pied se dressant çà et là. Dès que l'on a le bonheur de tomber sur l'une de ces petites coupes, on en cherche d'autres. Quittant ce plateau, on arrive sur le grand récif, près des rochers, but de l'excursion. Là, les flaques sont profondes, et l'on y trouve de bonnes choses, entr'autres, le *Codium repens* et le *Caulerpa Webbiana*, qui tapissent les parois de quelques rochers.

L'endroit le plus intéressant de toute cette côte est Bathsheba, avec ses grands rochers, formant une pointe qui avance dans la mer. C'était là que j'avais, en 1899, trouvé rejetés par la mer, trois petits exemplaires d'une Algue dont la fronde en réseau rappelait l'*Haloplegma* et le *Dyctyurus*. Aussi, je n'avais qu'un désir en 1903, c'était de retrouver d'autres exemplaires de cette

Algue, et surtout de découvrir l'endroit où elle poussait. Après bien des recherches, nos efforts finirent par être couronnés de succès. En soulevant les longues franges de *Sargassum* qui couvraient un rocher de peu d'apparence, nous nous aperçûmes que la partie inférieure de ce rocher était couverte d'un tapis moelleux, assez épais en certains endroits. C'était l'Algue que nous cherchions. Ensuite, deux ou trois jours après, en herborisant de l'autre côté de la pointe, à droite de l'hôtel Atlantis, nous la retrouvions encore, tapissant le dessus d'autres rochers, très avancés en mer. Nous avons fait notre récolte au milieu de mille difficultés, luttant contre les vagues qui nous enlevaient de dessus le rocher où nous travaillions. Menacée de perdre la belle moisson que nous avions déjà faite, nous avons dû quitter notre poste trop périlleux, et certes nous ne l'avons pas fait sans regret. Cette fois-ci les exemplaires étaient fructifiés, ce qui a permis de rattacher la nouvelle espèce au genre *Thuretia*. Trouvant intéressant de réunir les noms des deux amis dont la collaboration a rendu tant de services à la science algologique, je l'ai appelée *Thuretia Bornetii*. Abritées par les grands rochers de Bathsheba, il y a d'immenses flaques très profondes, riches en Algues. On y cueille d'énormes exemplaires d'*Haloplegma Duperreyi*, de *Cryptonemia crenulata* et *luxurians*. Dans les endroits plus battus, le *Laurencia cervicornis* et le *Chamaedoris annulata*, puis dans les parties moins profondes, dans les enfoncements de rochers ensablés plus exposés à la lumière, le *Monospora herpestica* qui y est assez commun. En 1899, j'avais eu la chance de tomber sur l'*Antithamnion Butleriae* récemment décrit par M. Collins, mais je ne l'ai pas retrouvé en 1903.

Il reste maintenant à mentionner la côte ouest que nous avons explorée, depuis Fontabelle jusqu'à Reid's Bay.

Fontabelle est un endroit abrité, une espèce de port peu profond, où l'on garde les bateaux qui servent à la pêche au poisson volant. A marée basse, on y trouve de beaux exemplaires de *Gracilaria cervicornis* et de *Gracilaria multipartita*. Nous y faisions de fréquentes visites en 1899, mais en 1903, à cause du voisinage de Pelican Island, où l'on transportait tous les malades atteints de petite vérole pendant l'épidémie de 1902-03, nous avons un peu négligé cette localité.

Un des bons endroits de la côte ouest était Prospect, plage de sable et de rochers; à marée très basse, sur les cailloux, poussait en grande quantité le *Wrangelia Argus*. Au mois de février 1903, nous avons trouvé la côte couverte de *Liagora paniculata* et de *Liagora leprosa*, deux Algues assez rares à la Barbade.

A Burrows, nous avons encore revu les mêmes plantes ; à cet endroit aussi, à marée presque haute, les pierres étaient couvertes d'une mousse brune que nous avons trouvée être du *Sphacelaria tribuloides*.

Plus loin sur la côte, on arrive à Porters, où abondent les *Dictyota ciliata* et *crenulata*. Nous avons cueilli aussi une quantité de *Cladophora fascicularis* et de *Herposiphonia tenella*.

Le point le plus éloigné où nous avons herborisé, a été Cluff's Bay. La plage est assez difficile d'accès, on y descend par une pente raide et tortueuse. La mer est magnifique de ces côtés! c'est l'extrême nord de l'île. Près de là se trouve la célèbre caverne connue sous le nom de *The animal flower Cave*. En quoi consistent ces animaux-fleurs, je n'ai jamais pu le savoir car ce n'est qu'en été, à de certains jours, que l'on peut pénétrer dans cette mystérieuse caverne. Nous nous sommes contentée d'explorer une baie où nous avons cueilli des *Caulerpa racemosa f. clavifera*, d'une taille prodigieuse, une Algue qui semble être un *Prionitis*, mais qui n'est malheureusement pas fructifiée, et des *Galaxaura marginata* aussi grands que les *Caulerpa racemosa*. Nous avons fait une récolte assez fructueuse, malgré le peu de temps que nous avons pu rester dans cette baie, où la mer épouvantable qui battait les rochers en plein nous empêchait de travailler comme nous l'aurions voulu.

En 1903, ce n'est que vers le milieu de mars que je me suis décidée à faire quelques dragages. En 1899, cela m'avait assez mal réussi. Le bateau était trop petit. Mes marins, deux grands nègres vigoureux, étaient paresseux et entêtés. Je n'arrivais pas à leur faire comprendre ce que j'attendais d'eux. Lorsque je maniais la drague et qu'elle commençait à tirer, comme par enchantement, les deux avirons se levaient en l'air et ne marchaient plus. Les rameurs, se reposant sur leurs lauriers, attendaient tout tranquillement, croyant que la drague allait se rem-

plir toute seule. Le résultat étant négatif, il a fallu essayer autre chose. Un d'eux proposa de plonger et de remplir la drague d'Algues. Puis les idées leur venant. toujours plus lumineuses, l'autre fit un plongeon, et revint à la surface rapportant une pierre couverte de *Caulerpa*, puis répéta le même manège à plusieurs reprises, toujours rapportant quelques Algues. Pendant ce temps-là, la drague servait d'ancre pour maintenir le bateau en place. Comme les espèces que le plongeur rapportait étaient les mêmes que je pouvais récolter à terre, j'y perdais mon temps et mon argent.

En 1903, j'ai eu plus de chance. J'ai pu me procurer un grand bateau, avec quatre bons marins, qui, quoique nègres, ont tout de suite saisi ce qu'ils avaient à faire. Grâce à eux, j'ai pu récolter à Carlisle Bay, le *Striaria intricata*, le *Zonaria variegata*, le *Lophocladia trichoclados* en assez grande quantité, le *Meredithia microphylla* et bien d'autres Algues intéressantes. J'ai fait des essais de dragages sur la côte ouest, mais la drague se prenait dans les bancs de corail, et c'est avec de grandes difficultés que l'on réussissait à la dégager. Du côté d'Oistin Bay, j'ai eu plus de succès, mais la mer était très agitée ; c'était la mer ouverte avec fonds de gravier et de cailloux. J'ai trouvé là quelques échantillons d'*Acetabularia caraibica* et de *Dictyota indica*, mais les dragages d'Oistin ne m'ont certes pas donné les bons résultats de ceux de Carlisle Bay.

En somme, mes deux séjours à la Barbade ont été assez satisfaisants au point de vue algologique ; dans l'espace de six mois et demi, j'ai recueilli 215 espèces, dont 56 Chlorophycées et Cyanophycées, 34 Phéophycées et 125 Floridées.

Parmi ces Algues, se trouvent 13 nouvelles espèces (2 Chlorophycées, 3 Phéophycées et 8 Floridées), et 14 espèces connues, non encore signalées dans la région, ensemble, 27 espèces à ajouter à la flore marine des Antilles.

MYXOPHYCÉES

1. LYNGBYA (LEIBLEINIA) SORDIDA Gomont. Flaque abritée, à mi-marée. R.R. Maxwell.
2. LYNGBYA AESTUARII Liebman.
   f. MINOR SYMPLOCOIDEA Gomont (ex ipso). Rochers battus, à basse mer, R. Janvier. Rockley Bay.
3. LYNGBYA MAJUSCULA Harvey. Flaques abritées, à mi-marée. C.C. De janvier à mars. Bath et Bathsheba.
4. LYNGBYA CONFERVOIDES Ag. Flaques abritées, à mi-marée. R. Janvier. Bathsheba, Lord's Castle.
5. SYMPLOCA HYDNOIDES Kützing.
   f. FASCICULATA Gomont. Rochers battus, à basse mer. C.C. De décembre à avril ; récifs. Rockley Bay, Saint-Laurence, Prospect.
6. HYDROCOLEUM LYNGBYACEUM Kützing.
   VAR. RUPESTRE Kütz. Flaques abritées, à mi-marée. C. Décembre à mars. Hastings.
7. HYDROCOLEUM GLUTINOSUM Gomont. Rochers battus, à basse mer. R.R. Mars. Burrows.
8. HYDROCOLEUM CANTHARIDOSMUM Gomont. Dans les endroits vaseux, à mi-marée. C.C. Hastings, Bathsheba.
9. HORMOTRICHUM ENTEROMORPHOIDES Grunow. Flaques abritées peu profondes, à mi-marée. C.C. Janvier, février. Bath, Bathsheba.
10. CALOTHRIX AERUGINEA Thuret. Flaques abritées, à mi-marée. C.C. Janvier, février. Rockley Bay, Hastings.

CHLOROPHYCÉES

11. ULVA LACTUCA L. Flaques abritées, peu profondes. C. Janvier à février. Hastings.
12. ULVA FASCIATA Delile. Rochers ensablés, à basse mer. C.C. Janvier à mars. Hastings, Worthing.
13. ENTEROMORPHA PROLIFERA J. Agardh. Plages abritées, à mi-marée. C.C. Décembre à février. Hastings.
    f. TUBULOSA Reinbold. Lieux abrités, à mi-marée. C.C. Janvier à mars. Rockley Bay, Maxwell, Bathsheba, Hastings.
14. ENTEROMORPHA ERECTA J. Agardh. Attaché sur d'autres Algues. Janvier. Rockley Bay.
15. ENTEROMORPHA sp. ? Dragué à Oistin Bay. Un seul exemplaire ayant le port de l'*E. torta*. N'est sans doute qu'une forme flottante du précédent.
16. CHAETOMORPHA CLAVATA Kützing. Rochers ensablés, à basse mer. R. Fontabelle, Carlisle Bay, Valentia. Février, mars, avril.
17. CHAETOMORPHA ANTENNINA Kützing. Rochers battus, à mi-marée et à basse mer. C.C. Décembre à mars. Hastings, Maxwell.
18. RHIZOCLONIUM CAPILLARE Kützing. Endroits abrités, à mi-marée. C.C. Janvier à mars. Hastings, Maxwell, Rockley Bay, Paynes Bay, Bathsheba.
19. RHIZOCLONIUM LINUM Thuret. Dragué. R. Avril. Freshwater Bay.

20. CLADOPHORA PROLIFERA Kützing. Rochers battus, à basse mer. R. Novembre. Bathsheba (A. Henderson).

21. CLADOPHORA HUTCHINSIÆ Kützing. Rejeté à la côte, à basse mer. Janvier, février. Lord's Castle, Valentia. Quelques individus seulement, encore jeunes, dont la détermination est un peu incertaine.

22. CLADOPHORA FASCICULARIS Kützing. A mi-marée, partout sur la côte, de décembre en avril.

Se présente sous des formes extrêmement variées, et comme elles passent de l'une à l'autre, il n'y a pas lieu de les désigner par des noms.

23. CLADOPHORA SERICEA Kützing. Baie abritée par des récifs, à basse mer. C.C. Décembre à mars. Rockley Bay.

24**. CLADOPHORA CRISPULA Vickers in herb. sp. nov.

Intense viridis, filis contortis aggeres spongiosos, in ramis funicularibus varie divisos, formantibus. Filis vix capillaribus ubique fere æquicrassis (45-50 μ) dense intricatis, ramosis. Ramis alternis vel oppositis, ultimis subsecundis, curvatis, articulis longis octies circiter diametro longioribus.

Pour le port cette Algue rappelle les *Rhizoclonium Antillarum* et *tortuosum* dont elle est d'ailleurs absolument distincte. Si c'est la forme roulée de quelque espèce buissonnante, je ne sais à quelle espèce elle se rapporte. Jusqu'à plus ample information, il me semble préférable de la tenir pour distincte. Cette espèce est rare et ne se trouve qu'à Kendal Point et pas toujours. En 1899 je n'ai trouvé que trois ou quatre exemplaires. Au mois de décembre 1902, dans une seule marée j'en ai fait une copieuse récolte. Étant allée à Kendal Point quelques temps après, j'ai vu avec étonnement que cette Algue si abondante alors avait totalement disparu.

25. CLADOPHORA FLEXUOSA Harvey. Baies abritées, à mi-marée. C. dans certaines localités, Maxwell, Kendal Point.

26. SIPHONOCLADUS MEMBRANACEUS Bornet. Partout sur la plage, découvert à toutes les marées. C.C. Décembre à mai. Hastings, Bathsheba.

27. SIPHONOCLADUS TROPICUS J. Agardh. Rejeté sur la côte. C. Décembre à mars. Valentia, Bathsheba, Rockley Bay.

28. STRUVEA DELICATULA Kützing. Sur les parois des rochers, à basse mer. R.R. Janvier à avril, Rockley Bay, Conset.

29. STRUVEA DELICATULA Kützing, var. CARACASANA Grunow. Sur les parois des rochers, dans les coins abrités. R. Janvier, avril. Rockley Bay, Conset.

30. ANADYOMENE STELLATA Lamouroux. Anfractuosités des rochers, à très basse mer. R. Janvier, février, mars. Bath, Bathsheba.

31. DICTYOSPHAERIA FAVULOSA Decaisne. Rochers battus, à basse mer. C. Janvier à mars. Hastings, Conset Bay, Bathsheba.

32. VALONIA VENTRICOSA J. Agardh. Rejeté à la côte. C. Février. Bath.

33. VALONIA VERTICILLATA Kützing. Baies abritées par des récifs, à basse mer. C. Janvier à mars. Saint-Laurence, Worthing, Maxwell.

34. CHAMAEDORIS ANNULATA Montagne. Flaques abritées, à basse mer; souvent rejeté à la côte. De janvier en avril. Bath, Bathsheba.

35. CODIUM DIFFORME Kützing. Rochers battus, à basse mer. R. De janvier à avril. Rockley Bay (dragué), Cluff's Bay, Saint-Laurence Rocks.

36. CODIUM TOMENTOSUM Agardh. Rejeté par la mer. C.C. Rockley Bay, Maxwell.

37*. CODIUM REPENS Crouan, mscr. in herb.; C. TOMENTOSUM var. SUBSIMPLEX Crouan in Schramm et Mazé, *Alg. guad.*, éd. imprimée, p. 47; CODIUM TOMENTOSUM var. REPTANS Crouan in Schramm et Mazé, *Alg. guad.*, éd.

autographiée p. 115; CODIUM TENUE, var. REPENS Crouan in Mazé et Schramm, *Alg. guad.*, éd. II, p. 107.

L'ouvrage de Schramm et Mazé étant peu répandu, je transcris la description donnée dans l'édition autographiée :

« Fronde rampante, de consistance spongieuse, tubuleuse, ramifiée; « rameaux simples, dichotomes, de couleur vert sombre, velouté « dans l'eau. La plante forme des lacis horizontaux, emmêlés, qui « adhèrent à la roche par des sortes de crampons radicaux qui se for- « ment au fur et à mesure de l'accroissement de la fronde. »

Contre les parois des roches, à basse mer. R. Février. Bath.

38''. CODIUM ISTHMOCLADUM Vickers in herb. sp. nov.

C. tomentoso simillimum. Ab eo differt ramis basi plerumque constrictis et cellulis periphericis majoribus 2 ad 300 crassis.

La même forme se trouve à la Guadeloupe (Herb. Crouan.).

Rejeté à la côte. R. Février. Bath.

39. AVRAINVILLEA NIGRICANS Decaisne. Anfractuosités des rochers à basse mer. C. Janvier, avril. Rockley Bay.

40. AVRAINVILLEA LONGICAULIS G. Murray et Boodle. Forme de vastes tapis qui se découvrent à marée basse. Janvier, avril. C.C. à Bath.

41. UDOTEA CONGLUTINATA Lamouroux. Flaques abritées, à très basse mer. Février, septembre. R. Bath.

42. HALIMEDA TUNA Lamouroux. Flaques profondes, contre les parois des rochers, à marée basse. C.C. Janvier à avril. Bath, Bathsheba.

43. HALIMEDA OPUNTIA Lamouroux. A mi-marée. Janvier à avril. Partout sur la côte.

44. HALIMEDA OPUNTIA, forma minor. Janvier. Bathsheba. Diffère de la forme ordinaire par la ténuité plus grande de ses articles.

45. CAULERPA FASTIGIATA Montagne. Sur les rochers ensablés, à marée haute et à mi-marée. R. Saint-Laurence.

46. CAULERPA PENNATA. Dans les endroits abrités, à basse mer, poussant avec d'autres Algues, entre autres le *Caulerpa fastigiata* et le *Bryopsis Leprieurii*. R.R. Janvier, février. Saint-Laurence, Conset, Bathsheba.

47. CAULERPA VERTICILLATA J. Ag. v. PUSILLA. Flaques abritées, à basse mer. Mars 1903, Conset. Rejeté à la côte. Février 1899. Bathsheba.

48. CAULERPA WEBBIANA Montagne f. TOMENTELLA Harvey. Flaques abritées à basse mer. C. Janvier à février. Bathsheba, Bath.

49. CAULERPA PINNATA Weber f. MEXICANA. Baies peu profondes, abritées par les récifs, à très basse mer. C.C. Décembre à avril. Worthing.

50. CAULERPA TAXIFOLIA Agardh. Dans les coins abrités, à basse mer. R. Janvier à mars. Rockley Bay, Saint-Laurence, Valentia, Conset Bay.

51. CAULERPA PLUMARIS Agardh. Flaques abritées, à basse mer. C.C. Décembre à mars. Hastings, Worthing.

52. CAULERPA CUPRESSOIDES Agardh, var. : LYCOPODIUM f. TYPICA Weber. Endroits abrités, à basse mer. C. Février, mars. Carlisle Bay (Port de Bridgetown.) Kendal Point.

f. ELEGANS Weber.

Endroits abrités à mi-marée. C.C. décembre à mai. Worthing, Rockley Bay.

53. CAULERPA RACEMOSA J. Agardh, var. CLAVIFERA J. Agardh. Contre les parois des rochers à basse mer. C.C. Décembre à avril. Hastings, Rockley Bay, Worthing, Cluffs' Bay.

f. UVIFERA Agardh.

Flaques abritées, et quelquefois rochers battus, à marée basse. C.C. Décembre à avril. Worthing, Rockley Bay, Bath, Bathsheba.

f. MICROPHYSA Weber.

Rochers battus. R.R. à marée basse. Rockley Bay.

Ces trois formes sont quelquefois difficiles à distinguer, car les échantillons passent d'une forme à l'autre d'une manière presque imperceptible.

54. NEOMERIS KELLERI Cramer. Rochers abrités, à mi-marée et à basse mer. C. Décembre à avril; partout sur la côte.

55. ACETABULARIA POLYPHYSOIDES Crouan. Flaques abritées, à basse marée. R.R. Février. Rockley Bay.

56. ACETABULARIA CRENULATA Lamouroux. Sur rochers, à marée très basse. R. Mars, octobre. Bath (Miss Henderson).

57. ACETABULARIA CARAIBICA Kützing. Dragué à Carlisle Bay. R. Mars, avril 1903.

58. BRYOPSIS PENNATA Lamouroux. Rejeté à la côte, à marée basse. R. Fév., mars. Valentia.

59. BRYOPSIS LEPRIEURII Kützing. Anfractuosités des rochers, à marée basse, partout sur la côte. R. R. Janvier à avril.

60. BRYOPSIS HARVEYANA J. Agardh. Anfractuosités des rochers, à marée basse. R. Février, mars. Cluff's Bay.

61. BRYOPSIS HYPNOIDES Lamouroux. Rejeté par la mer. R. R. Un seul échantillon. Le 1er avril 1903. Conset Bay.

PHÉOPHYCÉES

62. SARGASSUM PLATYCARPUM Montagne. Rochers battus, à basse mer, le plus souvent rejeté à la côte. C.C. Rockley Bay, Bath, Crane, Holetown. Janvier à mars.

63. SARGASSUM FOLIOSISSIMUM Lamouroux. SARGASSUM VULGARE v. FOLIOSISSIMUM J. Ag. Rejeté à la côte. Rockley Bay, Saint-Laurence Rocks, poussant sur les rochers battus à basse mer. Holetown, Burrows, Bathsheba. C.C. Janvier à avril.

64. ZONARIA VARIEGATA Mertens. Dragué à Carlisle Bay. C.C. Mars à mai.

65. ZONARIA LOBATA J. Agardh. Rejeté à la côte. R. Bath. Février.

66. PADINA VARIEGATA Vickers. *Zonaria variegata* Kützing. Rejeté à la côte. R. Kendal Point, Bath. Février, mars.

67. PADINA GYMNOSPORA Vickers. *Zonaria gymnospora* Kützing. Flaques peu profondes, exposées au soleil, à mi-marée. C.C. Rockley Bay, Paynes Bay, Burrows. Janvier en avril.

68. SPATHOGLOSSUM ARESCHOUGII J. Agardh. Rejeté à la côte à Bath; poussant à basse mer, à Saint-Laurence Rocks. Dragué à Carlisle Bay. C. Février à avril.

69. DICTYOPTERIS DELICATULA Lamouroux. Rejeté par la mer, en grande quantité, à Bath et à Valentia; poussant à marée très basse à Saint-Laurence Rocks et sur presque toute la côte. C.C. De janv. à mai.

70. DICTYOPTERIS PLAGIOGRAMMA Montagne. Rejeté à la côte. Valentia, Kendal Point. R.R.

71. DICTYOPTERIS JUSTII Lamouroux. Rejeté à la côte. Valentia, Lord's Castle, Maxwell et Saint-Laurence Rocks. C. Janvier à avril.

72. DICTYOTA BARTAYRESIANA Lamouroux. Partout sur la côte; flaques abritées à marée basse et à mi-marée. C.C. Dragué à Carlisle Bay. Janvier à mai.

73. DICTYOTA MERTENSII Martius. Rejeté à la côte. Bath, Maxwell, Worthing. Dragué à Rockley Bay. R. Déc., janvier.

74. DICTYOTA DENTATA Lamouroux. Endroits abrités, à basse mer. C.C. Partout sur la côte. Janvier à mai.

75. Dictyota crenulata J. Agardh. Rochers ensablés, à marée basse. Burrows. Rejeté à la côte, Maxwell, Rockley Bay. C.C. De janv. à mai.

76. Dictyota ligulata Kützing. Rejeté à la côte. Fontabelle. R.R. Janvier.

77. Dictyota ciliata J. Agardh. Rochers ensablés, à basse mer. C.C. Maxwell, Freshwater Bay, Carlisle Bay, Burrows. Janvier à avril.

78. Dictyota indica Sonder. Trouvé flottant quelquefois, surtout dragué à Rockley Bay, à Oistin Bay, où il pousse à l'abri des récifs. R. De janv. à mai.

79. Dilophus guineensis J. Agardh. Rejeté par la mer. Freshwater Bay, Maxwell, Bath, Bathsheba. Dragué à Rockley Bay. R. Janvier à avril.

81. Dilophus alternans J. Agardh. Flaques abritées. Rockley Bay; rejeté par la mer à Bath, Bathsheba; dragué à Rockley Bay. C. Janvier à avril.

82. Striaria attenuata Agardh. *Encoelium ramosissimum* Kützing. Rejeté par la mer à Fontabelle; dragué à Oistin Bay. R.R. Janvier à avril.

83. Striaria intricata Liebman. *Encoelium intricatum* Kützing. Dragué à Carlisle Bay. C.C. Mars, avril.

84. Colpomenia sinuosa Derbès et Solier. Rejeté à la côte, Maxwell, Kendal Point. C. Janvier à mai.

85. Hydroclathrus cancellatus Bory. Rochers battus, à basse mer. Reid's Bay. Récifs de Saint-Laurence, Bathsheba. C.C. Janvier, février, mars.

86. Sphacelaria furcigera Kützing. Sur coquilles et sur *Sargassum* . R.R. Kendal Point, Rockley Bay, Bathsheba. Janvier à mars.

87. Sphacelaria tribuloides Meneghini. Sur des rochers, à mi-marée. Holetown, Reid's Bay. C. Janv. à avril.

88. Pylaiella Hooperi Bornet. Forme un tapis sur certains rochers ensablés, à mi-marée. C. Rockley Bay, Prospect. Janvier à avril.

89. Ectocarpus Duchassaingianus Grunow. Pousse en petites touffes sur de grands rochers plats, à mi-marée. C.C. Rockley Bay, Bathsheba. Janvier à avril.

90. Ectocarpus Guadelupensis Crouan. Rejeté à la côte. C. Janvier à mars. Rockley Bay, Maxwell.

91. Ectocarpus hamatus Crouan. Pousse en touffes sur de grands rochers plats, à mi-marée. C.C. Rockley Bay, Prospect, Bathsheba. Janvier à avril.

92. Ectocarpus variabilis Vickers, in herb. sp. nov.

Fronde repente, filamentis erectis vix 2 mill. altis, 9-12 μ latis, ramis subsimplicibus vel semi-flabellatis, patentibus. Sporangiis unilocularibus sessilibus; sporangiis plurilocularibus lanceolato-oblongis obtusis, numerosis, sessilibus aut pedicellatis, infra medium frondis collocatis 45-75 μ longis, 21-30 μ latis; articulis diametro triplo longioribus.

Sur *Gelidium spathulatum*, *Galaxaura cylindrica* et sur *Gracilaria*. Bathsheba.

93. Ectocarpus Rallsiae Vickers, in herb. sp. nov.

Filis erectis, parce ramosis vix 1/2 cent. altis, filis primariis 21-27 μ latis, articulis diametro aequalibus vel duplo-triplo longioribus. Sporangiis fusiformibus sursum attenuatis pedicellatis aut sessilibus, usque ad 135 μ longis, 45 μ latis. 28 janvier 1903 sur *Galaxaura cylindrica*. R.R.

94. Ectocarpus moniliformis Vickers, in herb. sp. nov.

Fronde repente, substratum investiente, filis erectis vix 6 mill. altis 12-15 μ latis subsimplicibus; articulis diametro aequalibus vel paulo longioribus; sporangiis ovatis, sessilibus, 30-36 μ longis, 18-21 μ latis.

Sur *Dictyopteris plagiogramma*. Valentia, 28 février 1903.

95. Ectocarpus acanthoides Kützing. Dragué à Carlisle Bay. Mars, avril.

FLORIDÉES

96. Goniotrichum elegans Zanardini. Sur *Spermothamnion* R. 4 avril 1903.

97*. Acrochætium Sagræanum Bornet. *Cladophora Sagræana* Montagne. Sur les vieilles feuilles de Zostère. Valentia. Avril.

98**. Acrochaetium flexuosum Vickers in herb.

Fronde nana in cæspites globosos sparsos ad genicula *Chætomorphæ antenninæ* insidentes collecta, e filis decumbentibus implexo-intricatis et filis fructiferis erectis composita. Filis erectis flexuosis 10 μ latis, a medio ramosis subfastigiatis, ramis superioribus sensim brevioribus seriatis et secundatis erecto-patentibus. Articulis diametro 2-3-plo longioribus. Monosporis in ramulis secundatis. R. South Point. Sur *Chaetomorpha*. Février.

Voisin de l'*Acrochætium secundatum* pour l'épaisseur des filaments, la brièveté relative des articles et la disposition des monospores; s'en éloigne par la nature de son thalle horizontal.

99**. Chantransia barbadensis Vickers in herb. Affinis *Ch. corymbiferæ* Thuret. Ab ea differt thallo endophytico minus evoluto, filis crassioribus (12-14 μ latis) et articulis brevioribus (36 μ circiter longis). Les échantillons, mal conservés, ne se prêtent pas bien à l'étude.

Sur le *Liagora elongata* rejeté par la mer, à Maxwell. R., décembre 1893.

100. Trichogloea lubrica J. Ag. Sur les récifs, à très basse mer. R. Février, mars. Saint-Laurence et Rockley Bay.

101**. Nemalion barbadense Vickers in herb.

Fronde cylindrica carnoso-spongiosa a basi pinnatim ramosa, ramis 2 cent. longis, 2-4 mill. latis, obtusis, nodulis calcareis ad peripheriam strati medullaris farcta; axis filis elongatis articulatis dichotomis intricatis in stratum periphericum arcuatim abeuntibus; filis periphericis dichotomis fastigiatis confertis tenuioribus : monosporis inter fila peripherica sparsis, oblongis, 20-24 μ longis, 10-12 μ latis.

Je rapporte cette Algue, dont je n'ai trouvé qu'un seul échantillon, au genre *Nemalion*. Elle se distingue de toutes les Nemaliées par la présence de monospores semblables à celles des *Acrochætium*. Lorsque les anthéridies et les cystocarpes seront connus, peut-être y aura-t-il lieu d'en faire le type d'un genre nouveau.

Sur les rochers à Rockley Bay, 3 mars 1899.

102. Liagora elongata Zanardini. *Liagora Cheyneana*. J. Ag. Rejeté à la côte, en grande quantité. Décembre 1898. Rockley Bay.

103. Liagora valida Harvey. Sur les récifs, à très basse mer; sur presque toutes les côtes. C.C. Janvier à avril.

104. Liagora leprosa J. Agardh. Sur les rochers, à mer très basse. Prospect, Burrows. R.R., février.

105. Liagora pulverulenta Agardh. Sur les rochers, à marée basse. C.C. Holetown, Fontabelle, Worthing, Bathsheba. Janvier à avril.

106. Liagora paniculata J. Agardh. Sur les rochers à basse mer. C.C. Burrows, Prospect. Quelques échantillons rejetés à la côte à Rockley Bay et Maxwell. Janvier, février.

107. Galaxaura cylindrica Lamouroux. Sur les rochers, à très basse mer. Bathsheba. Un échantillon rejeté à la côte au Crane. Janvier.

108. Galaxaura obtusata Lamouroux. Sur les parois des rochers, dans les flaques profondes. Conset Bay, Bathsheba. C. Janvier, février, mars.

109. GALAXAURA FRAGILIS Kützing. Rejeté par la mer. Rockley Bay, Maxwell, Valentia, Worthing, de janvier à mars. C.C.

110. GALAXAURA RUGOSA Lamouroux. Sur les rochers, à basse mer, C.C. Sur toute la côte, depuis Hastings Rocks jusqu'à Kendal Point. De décembre à mars.

111. GALAXAURA LAPIDESCENS Lamouroux. Sur les rochers, à basse mer. Hastings Rocks, Rockley Bay, Kendal Point. C. De janvier à mars.

112. GALAXAURA SUBVERTICILLATA Kjellman. Sur un rocher, à très basse mer. Un exemplaire unique trouvé à Kendal Point. Mars.

113. GALAXAURA MARGINATA Lamouroux. *Brachycladia* Schmitz. Sur les rochers, à très basse mer. Cluff's Bay, Worthing, Rockley Bay, Bath, Bathsheba. Dragué à Carlisle Bay. C. Décembre à mai.

114. GALAXAURA APICULATA Kjellman. A basse mer. Maxwell, Half Moon Fort (Miss Henderson). R. Décembre, février, avril.

115. GALAXAURA VEPRECULA Kjellman. A basse mer. Bath. Février. Mélangé au *G. marginata*.

116. WRANGELIA ARGUS Montagne (*1860*). *Wrangelia plebeia J. Ag.* (*1863*). A mi-marée dans les endroits balayés par la mer. Prospect, Burrows, Hastings Rocks. Janvier à mars. C.C.

117. GELIDIUM CRINALE Lamouroux. Sur rochers ensablés, à mi-marée. Kendal Point. C.C. à cet endroit seulement. Mars 1903.

118. GELIDIUM SPATHULATUM Kützing. Sur les rochers ensablés. Janvier, mars. Conset Bay, Bathsheba.

119. GELIDIUM REPENS Kützing. Enfoncements des rochers, à marée très basse. R.R. 26 janvier 1903. Bathsheba.

120. GELIDIUM PECTINATUM Montagne. Rochers battus, à mer basse. R.R. trouvé seulement quelques exemplaires le 30 janvier 1903 à Bathsheba.

121*. PHYLLOPHORA GELIDIOIDES Crouan. Dans les endroits abrités, à très basse mer. R.R. 14 et 20 mars 1899. Reid's Bay et Burrows.

122*. MEREDITHIA MICROPHYLLA J. Agardh. Dragué à Carlisle Bay le 9 avril 1903.

123. AGARDHIELLA TENERA Schmitz. Rejeté par la mer, en grosses touffes. C.C. Fontabelle. Février, mars 1899. Exemplaires stériles.

124. MERISTOTHECA DUCHASSAINGII J. Agardh. Rejeté par la mer, à Lord's Castle et à Rockley Bay. R.R. Deux exemplaires seulement. Février.

125. EUCHEUMA GELIDIUM J. Agardh. Sur les récifs de Bath. C.C. Rejeté par la mer à Worthing, Rockley Bay, Kendal Point, Valentia. Décembre à février.

126. GELIDIOPSIS GRACILIS Vickers in herb. (*Gelidium gracile Grunow*). Sur les rochers battus, à basse mer. Hastings Rocks.

127. GELIDIOPSIS INTRICATA Vickers in herb. (*Gelidium intricatum* J. Agardh). Rochers battus, à basse mer. Rockley Bay, Cluff's Bay, South Point, Batsheba. Janvier, mars.

128. GELIDIOPSIS RIGIDA Weber v. Bosse (*Gelidium rigidum* Greville). Sur les rochers, à marée basse. C.C. De janvier à mars à Rockley Bay. Cette plante est couverte assez souvent de petites boules qui ressemblent à des galles.

Les *Gelidiopsis* n'ont pas de fibres descendantes entre les cellules du thalle.

129. GRACILARIA CONFERVOIDES Greville. Poussant sur un fond vaseux. C. Janvier à mars. Fontabelle. Carlisle Bay.

130. GRACILARIA CONFERVOIDES Greville var. CAPILLARIS Kützing. Fonds vaseux, à basse mer. Fontabelle, Worthing, Hastings.

131. GRACILARIA CAUDATA J. Agardh. Fonds légèrement vaseux, à basse mer; Janvier à avril. Burows, Fontabelle, Carlisle Bay, Rockley Bay, Saint-Laurence, Maxwell. C.C.

132. Gracilaria cornea J. Agardh. Rochers battus, à basse mer. Rockley Bay, Bath, Bathsheba. C.
133. Gracilaria Poitei Lamouroux. Rejeté à la côté à Saint-Laurence; dragué à Rockley Bay; cueilli à Maxwell. Janvier à mars. C.C.
134. Gracilaria Wrightii J. Agardh. Rochers battus, à basse mer. Rockley Bay.
135. Gracilaria multipartita J. Agardh. Fonds vaseux, à basse mer. Fontabelle, Rockley Bay, Hastings Rocks, Maxwell. C. C. Janvier à mars.
136. Gracilaria multipartita J. Agardh, fronde latiori. A marée très basse. Conset Bay. C.C.
137. Gracilaria dentata J. Agardh. Fonds de sable un peu vaseux. Fontabelle, Rockley Bay, Maxwell. Janvier à mars. C.C.
138. Gracilaria cervicornis J. Agardh. Fonds vaseux, à très basse mer. Fontabelle, Maxwell, Conset Bay, Bath. C.C. De janvier à mars.
139. Hypnea musciformis Lamouroux. Partout sur la côte, à mi-marée et à basse mer. Décembre à mars.
140. Chrysymenia uvaria J. Agardh. Flaques profondes et abritées, à très basse mer. Bath, Bathsheba. C.C. De janvier à mars.
141. Champia parvula Harvey. Récifs de Bath. Février. R.R.
142. Champia salicornioides Harvey. Rejeté par la mer, à Valentia. R.R. Un seul exemplaire.
143. Nitophyllum (Leptostroma) Lenormandi. Sur *Halimeda Tuna*, à mer très basse. Janvier, Bathsheba. Échantillons peu développés. R.R.
144. Caloglossa Leprieurii Harvey. Dragué à Carlisle Bay. R.R. Mars 1903.
145. Taenioma perpusillum J. Agardh. Rochers battus, à marée très basse. Prospect. 12 janvier 1903. R.R.
146. Asparagopsis Delilei Montagne. Sur les récifs de Bath. Presque toujours rejeté par la mer. De janvier à avril. Reçu de miss Henderson de beaux échantillons à cystocarpes, trouvés au mois de juillet.
147. Laurencia scoparia J. Agardh. Rochers battus, à très basse mer. South Point et Bathsheba. Février. C.
148. Laurencia divaricata J. Agardh. A marée basse. Port de Bridgetown (Carlisle Bay). R. R. Un seul exemplaire. Mars.
149. Laurencia cervicornis Harvey. Flaque profonde, abritée par les grands rochers à Bathsheba. Rejeté à la côte : Lord's Castle, Bath. C. Janvier à mars.
150. Acanthophora Thierii Lamouroux. Rochers battus, à mi-marée et à basse mer. C.C. sur toute la côte. Décembre à mars.
151. Acanthophora muscoides Bory. Rejeté par la mer. South Point, Lord's Castle, Valentia, Bathsheba. C. Décembre à mars.
152. Chondria pumila Vickers, in herb., sp. nov.

Thallo cæspitoso repente et stolonifero rhizinis affixo intricato ; ramis setaceis erectis (3 cent. altis) inferne ramulis truncatis paucis distantibus ornatis, cæterum nudis, ad apicem iterum ramulosis, ramulis brevibus alternis approximatis sporangia foventibus. Antheridia et cystocarpia non vidi.

Par sa manière de végéter, cette espèce se rapproche du *Ch. cærulescens* ; mais elle s'en éloigne par ses dimensions beaucoup moindres.

Rockley Bay, 12 janvier 1899.

153**. Chondria Baileyana Montagne. Rejeté par la mer. Fontabelle, 3 mars 1899. R.R.
154. Chondria dasyphylla Agardh. Rejeté par la mer. Crane, 21 janvier 1899. R.R.
155. Chondria sedifolia Harvey. Un seul échantillon rejeté par la mer. Conset. Février.

156. CHONDRIA ATROPURPUREA Harvey. Rejeté par la mer. Maxwell, Valentia, Crane, Lord's Castle. C. Janvier, février.

157. FALKENBERGIA HILLEBRANDII Falkenberg. Rejeté par la mer. Conset Bay, R.R.

158. POLYSIPHONIA SUBTILISSIMA Montagne. Creux de rochers, à marée très basse. Rockley Bay. R.R. Janvier 1903.

159. POLYSIPHONIA HAVANENSIS Montagne. Sur feuilles de Zostères, à mer basse. Kendal Point, mars 1903.

160. POLYSIPHONIA MACROCARPA Harvey. Flaques abritées à mi-marée. C. Lord's Castle, 3 février 1903.

161. POLYSIPHONIA sp. Se rapproche beaucoup du *P. insidiosa* Crouan (Alg. mar. du Finistère, n° 293). Se distingue des espèces précédentes par ses filaments plus gros s'atténuant de la base au sommet. Décembre, janvier. Maxwell, Worthing, Rockley Bay.

162. POLYSIPHONIA PULVINATA Agardh. Sur un grand rocher, à haute mer. Conset Bay. R. Janvier 1903.

163. POLYSIPHONIA FERULACEA J. Agardh. Rochers battus, à basse mer. C. Rockley Bay, Saint-Laurence. Février, mars.

164. POLYSIPHONIA VARIEGATA Zanardini. Rejeté par la mer. C.C. Maxwell, Valentia. Février.

165. POLYSIPHONIA CUSPIDATA J. Agardh. Rochers battus, à très basse mer. R. Bath. Janvier à mars.

166. DIGENEA SIMPLEX Agardh. Sur les cailloux, à mi-marée. C. Hastings, Récifs Saint-Laurence, Bathsheba. Janvier à avril.

167. LOPHOCLADIA TRICHOCLADOS Schmitz. Dragué à Carlisle Bay. Mars, avril. R.

168. BRYOTHAMNION TRIANGULARE Kützing. Rejeté par la mer. C.C. Bath, Bathsheba. Conset Bay. Janvier, février, mars,

169. BRYOTHAMNION SEAFORTHII Kützing. Rochers battus, à basse mer. Maxwell, Bath. C.C. Décembre à mars.

170. DIPTEROSIPHONIA DENDRITICA Falkenberg. Rochers battus, à très basse mer, sur *Corallina subulata*. R.R. Bathsheba. 28 janvier 1903.

171. HERPOSIPHONIA TENELLA Naegeli. Flaques abritées, à basse mer. Porters. R. Dragué à Carlisle Bay. Février, mars, avril.

172. HERPOSIPHONIA PROREPENS Schmitz. Sur *Codium*, à basse mer. Bathsheba. R. Janvier, mars.

173. MURRAYELLA PERICLADOS Schmitz. Rochers ensablés, à mer presque haute. C. Saint-Laurence, Bathsheba. Décembre à avril. Les exemplaires de mars étaient fructifiés.

174. HETERODASYA WURDEMANNI Falkenberg. Creux de rochers, à mer très basse. Rockley Bay, Lord's Castle, Bathsheba. R. Décembre à mars.

175. DASYA ARBUSCULA Agardh. Dragué à Carlisle Bay, 6 avril 1903. R.R.

176. HALODICTYON MIRABILE Zanardini. Rochers battus, à mer très basse. R.R. Bathsheba.

177. DICTYURUS OCCIDENTALIS J. Agardh. Rochers battus, à mer très basse. C. Bathsheba.

178**. THURETIA BORNETII Vickers in herb. sp. nov.

Fronde tereti subdichotoma ramis arcuatim divergentibus dorso ramulos plures cylindraceos unifariam emittentibus. Reticulo enervio; areolis interioribus majoribus subregulariter pentagonis, exterioribus lineari-elongatis angustioribus. Articulis reticuli exterioris diametro subbrevioribus. Stichidia ut in *Thuretia tereti*.

Cette Algue est voisine du *Th. teres* Harvey. Elle en diffère par sa fronde plus étroite, plus compacte, lisse, par sa ramification unilatérale et par la brièveté des articles qui constituent les branches du réseau extérieur du thalle.

La présence aux Antilles d'une espèce de *Dictyurus*, très voisine du *Dictyurus purpurascens* qui est propre aux mers de l'Inde, est un fait curieux. C'en est un autre non moins intéressant que l'existence à la Barbade d'une nouvelle espèce de *Thuretia*, appartenant, comme le *Dictyurus*, aux Rhodomélées à fronde réticulée, et dont les deux espèces anciennement connues sont de provenance australienne. On en peut conclure que les deux régions, séparées aujourd'hui par l'isthme de Panama, communiquaient librement aux périodes antérieures.

Contre les parois des rochers, abrité sous les longues franges du *Sargassum foliosissimum*. A mer très basse. Bathsheba. Janvier, février, mars. C.

179. SPERMOTHAMNION GORGONEUM Bornet. Sur *Codium*, à marée très basse. C. Rockley Bay, Maxwell, Bathsheba, Cluff's Bay. Janvier à avril.

180*. SPERMOTHAMNION INVESTIENS Crouan, Vickers in herb. *Callithamnion investiens* Crouan in Schramm et Mazé. *Alg. Guad.* éd. 1, p. 7.

Thallo cæspitoso villo denso lanuginoso *Galaxauram lapidescentem* investiente, epiphytico. Filo primario repente, rhizinis apice scutellatim dilatatis affixo; filis secundariis erectis 2 mill. longis, 15 µ latis, infra medium ramo uno alterove instructis. Articulis 60-100 µ longis. Ramulis fructiferis deorsum seriatis, oppositis vel secundis, simplicibus vel ramosis. Tetrasporangiis subglobosis, 45 µ circiter latis, triangule divisis.

Hab. ad *Galaxauram rugosam*. J'ai vu dans l'herbier Thuret des exemplaires et un dessin provenant de l'herbier de Crouan.

181. SPERMOTHAMNION. Exemplaires stériles différents des précédents.

182. GRIFFITHSIA THYRSIGERA Harvey. Rejeté à la côte. Maxwell, Valentia. Décembre, janvier, avril. R.

183. GRIFFITHSIA GLOBIFERA J. Ag. Rejeté par la mer. Valentia. C. à cet endroit ; rare partout ailleurs. Février à avril.

184. GRIFFITHSIA OPUNTIOIDES J. Ag. Creux des rochers, à marée basse. Rockley Bay, Valentia, Bathsheba. C. Février, mars.

185**. GRIFFITHSIA SECUNDIRAMEA Vickers in herb., sp. nov.

Fronde parva (2 cent. alta), cæspitosa, laxa, vix setacea a basi unilateraliter ramosa, ramis divergentibus fastigiato-flabellatis interiore latere unifariam ramulosis, incurvis. Cystocarpia (favellae) ramulo insidentia, subterminalia ramellis abbreviatis incurvis involucrata.

Cette petite plante a l'aspect d'un *Bornetia*, mais elle n'en a pas le fruit.

186**. MONOSPORA HERPESTICA Vickers in herb., sp. nov.

Fronde parva repente, rhizoideis apice scutellatim dilatatis affixa, irregulariter ramosa, ramis decumbentibus superiore latere unilateraliter ramulosa, ramis dichotomo-flabellatis. Propagula oblonga ad furcas ramulorum sessilia solitaria.

Sur rochers couverts de sable, à marée très basse, C.C. Janvier à avril. Bathsheba.

187**. RHODOCHORTON GALAXAURAE Vickers in herb., sp. nov.

Thallo cæspitoso velutino nano hemiendophytico. Filis inferioribus irregulariter intricato-ramosis, intra thallum *Galaxauræ* excurrentibus, fila erecta superficialia semi millimetrum alta, 18 µ crassa, emittentibus. Articulis 30-60 µ, longis. Tetrasporangiis terminalibus, rarius lateralibus, sub-globosis, cruciatim divisis.

Hab. ad *Galaxauram rugosam*. Hastings, 19 février 1903. Remarquable par son thalle inférieur très développé composé de filaments qui se ramifient abondamment dans la fronde du *Galaxaura*.

TABLE DES MATIÈRES

CONTENUES DANS CE CAHIER

3974-99 — Corbeil. Imprimerie Éd. Crété.

1re ANNÉE. — IXe SÉRIE. T. I. No 2.

ANNALES

DES

SCIENCES NATURELLES

NEUVIÈME SÉRIE

BOTANIQUE

COMPRENANT

L'ANATOMIE, LA PHYSIOLOGIE ET LA CLASSIFICATION
DES VÉGÉTAUX VIVANTS ET FOSSILES

PUBLIÉE SOUS LA DIRECTION DE

M. PH. VAN TIEGHEM

TOME I. — No 2

PARIS
MASSON ET Cie, ÉDITEURS
LIBRAIRES DE L'ACADÉMIE DE MÉDECINE
120, Boulevard Saint-Germain

1905

PARIS, 30 FR. — DÉPARTEMENTS ET ÉTRANGER, 32 FR.
Ce cahier a été publié en mai 1905.
Les *Annales des Sciences naturelles* paraissent par cahiers mensuels.

Conditions de la publication des Annales des sciences naturelles

NEUVIÈME SÉRIE

BOTANIQUE

Publiée sous la direction de M. PH. VAN TIEGHEM.

L'abonnement est fait pour 2 volumes, chacun d'environ 400 pages, avec les planches et les figures dans le texte correspondant aux mémoires.

Ces volumes paraissent en plusieurs fascicules dans l'intervalle d'une année.

Les tomes I à XX de la Huitième série sont complets.

ZOOLOGIE

Publiée sous la direction de M. EDMOND PERRIER.

L'abonnement est fait pour 2 volumes, chacun d'environ 400 pages, avec les planches correspondant aux mémoires.

Ces volumes paraissent en plusieurs fascicules dans l'intervalle d'une année.

Les tomes I à XVIII sont complets.

Prix de l'abonnement à 2 volumes :

Paris : 30 francs. — Départements et Union postale : 32 francs

ANNALES DES SCIENCES GÉOLOGIQUES

Dirigées, pour la partie géologique, par M. HÉBERT, et pour la partie paléontologique, par M. A. MILNE-EDWARDS.

Tomes I à XXII (1879 à 1891). Chaque volume .... 15 fr.

Cette publication est désormais confondue avec celle des *Annales des Sciences naturelles.*

Prix des collections.

PREMIÈRE SÉRIE (Zoologie et Botanique réunies), 30 vol.		(*Rare*)
DEUXIÈME SÉRIE (1834-1843).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
TROISIÈME SÉRIE (1844-1853).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
QUATRIÈME SÉRIE (1854-1863).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
CINQUIÈME SÉRIE (1864-1874).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
SIXIÈME SÉRIE (1875 à 1884).	Chaque partie 20 vol.	250 fr.
SEPTIÈME SÉRIE (1885 à 1894).	Chaque partie 20 vol.	300 fr.
GÉOLOGIE, 22 volumes.		330 fr.

188. CALLITHAMNION BYSSOIDEUM Arnott. Rejeté par la mer. C.C. Bath, Maxwell, Bathsheba.

189. CALLITHAMNION SPONGIOSUM Harvey. Rejeté par la mer. Lord's Castle, 3 février 1903.

190. CALLITHAMNION ? sp. nov. ?
A des anthéridies cylindriques, comme les *Pleonosporium*, mais le sporanges ne renferment que quatre spores en tétraèdres. Je n'ai pas vu de cystocarpes.
Il n'y a pas moyen de le mettre dans le genre *Pleonosporium* sans aller contre la définition de ce genre ; n'ayant pas vu les cystocarpes, il est préférable de les laisser provisoirement parmi les *Callithamnion*.

191. CALLITHAMNION? sp. nov. Je crois devoir ranger avec doute, dans le genre *Callithamnion*, à cause de son mode de ramification et de ses tétraspores à division triangulaire qui rappellent le *C. byssoideum*, un petit échantillon dont les filaments décombants sont fixés par des rhizoïdes filiformes comme ceux des *Antithamnion*. Il est surtout remarquable par ses ramules à sommet aigu dont les articles portent deux courtes cellules qui ne paraissent pas s'allonger en ramules. Par ce caractère il se rapproche encore du genre *Antithamnion*. 26 février 1899. Bathsheba.

192. HALOPLEGMA DUPERREYI Montagne. Flaques profondes, à très basse mer. Bath, Bathsheba. C.C. Janvier à avril.

193. CROUANIA ATTENUATA J. Ag. Rochers couverts de sable, à marée basse. Prospect, récifs Saint-Laurence ; rejeté par la mer à Bath. R.R.

194. HALODICTYON MIRABILE Zanardini. Dans les flaques profondes, à très basse mer. Bathsheba. R.R. Janvier.

195. ANTITHAMNION CRUCIATUM Naegeli. Plante très jeune dont la détermination spécifique reste incertaine. Décembre, pointe de Saint-Laurence sur des rochers légèrement couverts de sable.

196*. ANTITHAMNION BUTLERIAE Collins. Sur des rochers couverts de sable. Bathsheba, le 25 avril 1899.

197. SPYRIDIA FILAMENTOSA Harvey. Dragué à Carlisle Bay. Avril 1903, R.

198. SPYRIDIA CLAVATA Kützing. Partout sur la côte, à marée basse. C.C. Décembre à avril.

199. CERAMIUM TENUISSIMUM J. Ag. Rejeté par la mer. Rockley Bay, Maxwell, Valentia. C.C. Décembre, janvier, mars.

200*. CERAMIUM TENUISSIMUM J. Ag. var. PYGMAEUM, sur *Gracilaria*. R. Bathsheba. Janvier 1903.

201. CERAMIUM sp.? Se distingue du *C. tenuissimum* par ses articles uniformément courts, ses nœuds plus développés, ses tétraspores et ses anthéridies formant un verticille presque complet. Janvier, mars. Maxwell, Valentia.

202. CERAMIUM CORNICULATUM Montagne. Récifs de Bath, à très basse mer, 10 février 1899.

203. CERAMIUM STRICTOIDES Crouan. Rochers battus, à basse mer. Rockley Bay. C.C. en mars 1899.

204. CENTROCERAS CLAVULATUM J. Ag. Partout sur la côte, à marée basse. C.C. Janvier à avril.

205*. CERAMOTHAMNION CODII Richards. Sur *Codium*. Rockley Bay. 23 février 1903. R.R.

206. HALYMENIA DECIPIENS J. Ag. Un seul exemplaire rejeté par la mer à Bath. R.R. 10 février 1903.

207. CRYPTONEMIA LUXURIANS J. Ag. A l'abri des grands rochers. Bathsheba. Rejeté par la mer. Lord's Castle. Février, mars 1899. R.R.

208*. Cryptonemia crenulata J. Ag. Dans une flaque profonde, à Bathsheba, à très basse mer. Janvier 1903.
209. Grateloupia filicina Ag. Sur les rochers à marée très basse. Fontabelle, Bridgetown (Carlisle Bay), Bathsheba. Rejeté par la mer. Lord's Castle. Janvier à mars. C.C.
210*. Prionitis sp. Rochers battus, à mer basse. Cluff's Bay, Bathsheba. Janvier, février 1903. R.R.
211. Ochtodes filiformis J. Ag. Rochers battus, à mer très basse. Rockley Bay, Maxwell, Récifs Saint-Laurence. Janvier à mars. C. en 1899. R.R. en 1903.
212. Melobesia farinosa Lamouroux. Sur les feuilles des Sargasses. Mars. C.
213. Amphiroa nodulosa Kützing. Dragué à Rockley Bay. Février. R.
214. Amphiroa fragilissima Lamouroux. Dragué à Rockley Bay. Février. R.
215. Amphiroa rigida Lamouroux. A très basse mer, parmi les Zostères à Worthing. C. 1903.

Les espèces énumérées dans la liste précédente seront figurées dans une Iconographie des Algues de la Barbade dont une partie des planches est déjà prête.

RECHERCHES ANATOMIQUES

SUR LES

DIPTÉROCÉCIDIES DES GENÉVRIERS

Par M. C. HOUARD.

Les Zoocécidies qui affectent la forme de gros bourgeons ou de petits artichauts sont parmi les plus intéressantes. Elles prennent naissance à l'extrémité des jeunes pousses sous l'action de parasites animaux (le plus souvent des larves de diptères ou des acariens) situés aux environs du bourgeon terminal ou à l'aisselle des feuilles supérieures. Ces parasites agissent fortement sur les entre-nœuds, en arrêtent l'élongation, et y déterminent l'accroissement du diamètre transversal. Les feuilles terminales des pousses subissent de même un arrêt dans leur développement en longueur ; tout en restant courtes, elles s'épaississent, s'élargissent et se recouvrent les unes les autres.

Dans un précédent travail, paru à la fin de l'année dernière dans ce périodique (1), j'ai étudié le développement de plusieurs acrocécidies appartenant à cette catégorie (chapitre II) et montré comment se comportent les tissus des tiges et des feuilles parasitées.

Des cécidies de forme semblable existent en assez grand

(1) C. Houard, *Recherches anatomiques sur les Galles de Tiges : Acrocécidies* (Ann. Sc. nat., Paris, Bot., (8) t. XX, p. 289-384, 180 figures).

nombre sur les Genévriers européens ou exotiques; elles sont toutes l'œuvre de larves de diptères. Les entre-nœuds supérieurs, raccourcis et épaissis, des pousses et les feuilles terminales prennent part à leur constitution, comme le prouve un simple examen de morphologie externe. Le nombre des verticilles attaqués étant variable (depuis un jusqu'à six ou huit), entraîne pour les cécidies des Genévriers des formes qui offrent toutes les transitions entre celle d'un gros bourgeon et celle d'un fuseau ou d'un calice. De plus, la disposition de leurs feuilles en verticilles leur donne un aspect bien spécial.

C'est pourquoi j'ai pensé qu'il était intéressant d'étudier les galles des Genévriers, d'examiner surtout la structure histologique de leurs feuilles hypertrophiées ou de leurs entre-nœuds raccourcis et de préciser par l'anatomie les caractères de cécidies terminales qu'elles possèdent.

On connaît des cécidies sur un grand nombre de Genévriers : *Juniperus communis* d'Europe et sa variété naine, *Juniperus Oxycedrus* du bassin de la Méditerranée, *Juniperus Sabina* des régions subalpines de l'Europe, *Juniperus excelsa* d'Asie et aussi *Juniperus californica* d'Amérique. Je n'ai pu étudier que des cécidies européennes et méditerranéennes, récoltées par moi au cours de mes voyages en France, en Algérie ou dans les Alpes, sur le Genévrier commun (cécidie en calice et cécidie due à l'*Oligotrophus Panteli*), sur sa variété alpine (cécidie en calice) et sur le Genévrier Oxycèdre ; de très jolis exemplaires de galles de Genévrier Sabine (produites par l'*Oligotrophus Sabinæ* et par un *Oligotrophus* indéterminé) m'ont été confiés, pour en faire l'étude anatomique, par M. le professeur Thomas, d'Ohrdruf. J'adresse mes plus sincères remerciements à ce savant cécidologue ainsi qu'à l'Association française pour l'avancement des sciences dont l'appui m'a grandement facilité la récolte des matériaux.

Dans ce travail, je laisse de côté toute la bibliographie relative aux cécidozoaires ou à la description de la forme des galles pour retenir seulement les renseignements histologiques contenus dans un mémoire que j'ai publié il y a six ans sur deux galles

de Genévriers (1). La première d'entre elles est engendrée par l'*Oligotrophus juniperinus* L., à l'extrémité des jeunes rameaux de la variété alpine du *Juniperus communis* (p. 298-304, fig. 1-4, pl. XX). L'accroissement en épaisseur des entre-nœuds parasités de la pousse tient à l'hypertrophie des canaux sécréteurs et surtout du parenchyme cortical, qui se montre constitué par de grandes cellules à contour irrégulier. L'hypertrophie des feuilles est nettement caractérisée par l'augmentation en diamètre du canal sécréteur dorsal, par le grand développement des ailes vasculaires de tissu aréolé, par la multiplication des éléments du parenchyme et du tissu palissadique et aussi par la largeur plus grande du faisceau libéro-ligneux. En somme, l'aiguille anormale présente à cet état un stade végétatif pendant lequel les éléments conducteurs atteignent leurs dimensions maxima.

J'ai étudié, en outre, dans le même mémoire (p. 304-309, fig. 4-6), l'anatomie d'une autre petite cécidie charnue, fort commune sur le *Juniperus Oxycedrus* du midi de la France. Les aiguilles du second verticille de cette galle sont épaissies, très élargies et soudées à la base. Leurs dimensions anormales tiennent surtout au grand développement du cylindre central, en particulier des ailes vasculaires de tissu aréolé, et à la multiplication des éléments parenchymateux de l'écorce ; cette multiplication entraîne une augmentation dans le nombre des stomates. De plus, un caractère histologique bien spécial de l'aiguille anormale du verticille externe consiste en l'apparition d'abondantes fibres corticales qui indiquent un stade scléreux très net.

L'étude anatomique de ces deux galles, jointe au présent mémoire, constitue un travail d'ensemble à peu près complet sur les diptérocécidies des Genévriers européens.

Je terminerai ces préliminaires en rappelant que, incidemment, Lagerheim (2), dans son travail sur la cécidie des fruits

(1) C. Houard, *Étude anatomique de deux galles du Genévrier* (Trav. station zool. Wimereux, t. VII, 1899, p. 298-310, 7 fig., pl. XX).

(2) G. von Lagerheim, *Beiträge zur Kenntniss der Zoocecidien des Wachholders* [Juniperus communis L.] (Entomol. Tidskr., Stockholm, t. XX, p. 113-126, 4 fig., pl. V).

du *Juniperus communis* due à l'*Eriophyes quadrisetus* Thomas, donne quelques détails histologiques concernant les feuilles hypertrophiées du verticille externe de la galle en calice dont nous parlerons plus loin. Le même auteur montre en outre qu'au printemps cette diptérocécidie peut être déformée par un Ériophyide vivant entre les aiguilles : elle reste alors courte et ses trois feuilles externes, très larges à la base, se renflent dans leur région moyenne pour s'appliquer étroitement les unes contre les autres. La modification anatomique qui en résulte est considérable, car les éléments scléreux du mésophylle disparaissent, l'hypoderme devient moins épais et le canal sécréteur se déforme.

Juniperus communis L.

Cécidie produite par un *Cécidomyide.*

Cette cécidie comprend deux verticilles de feuilles déformées. Les trois aiguilles externes, peu aiguës (E, fig. 1), sont plus courtes que les feuilles normales car elles atteignent à peine 10 millimètres de longueur ; étroites à la base, élargies au milieu, elles se terminent par une pointe recourbée en dehors, ce qui donne à la cécidie l'aspect d'un calice évasé (E).

En dedans de ces aiguilles serrées les unes contre les autres se trouvent celles du verticille interne (I, en L, fig. 2) : elles sont courtes, atrophiées et ne mesurent guère que 5 ou 6 millimètres de longueur; elles délimitent entre elles une cavité occupée par la larve du Cécidomyide.

Cette cécidie est peu commune sur le Genévrier commun ; j'en ai récolté quelques exemplaires dans la forêt de Fontainebleau et à Druyes (Yonne).

Structure d'une feuille normale. — La section transversale de l'aiguille saine a une largeur de 1,7 millimètre et une épaisseur d'un demi-millimètre (N, fig. 3).

Les épidermes (*eps*, *epi*, en N, fig. 5) ont des parois épaisses et cutinisées. L'hypoderme *hyp* est continu et fortement lignifié à

la face inférieure de la feuille ; sur l'autre face, il est interrompu par les rangées de stomates. Le tissu palissadique *pa* est particulièrement développé et serré à la face inférieure du limbe où il enveloppe un canal sécréteur circulaire *cs* dont le diamètre varie de 90 à 100 μ en moyenne.

Les cellules arrondies et régulières de l'endoderme *end* entou-

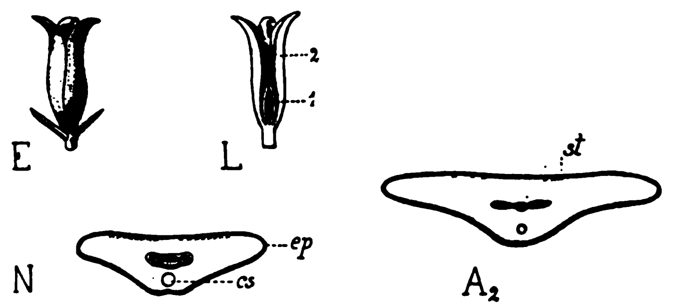


Fig. 1 (E). — Aspect de la diptérocécidie (en forme de calice) du *Juniperus communis* (gr. 1,5).
Fig. 2 (L). — Coupe longitudinale de la galle (gr. 1,5).
Fig. 3 (N). — Coupe transversale schématique d'une aiguille normale (gr. 15).
Fig. 4 (A_2). — Coupe transversale schématique d'une aiguille hypertrophiée appartenant au verticille externe de la galle (gr. 15).

cs, canal sécréteur ; *ep*, épiderme ; *st*, stomates.

rent le faisceau libéro-ligneux bien développé *flb*, bordé à droite et à gauche d'ailes libériennes à gros noyaux *al* et d'ailes vasculaires *av* : ces dernières comprennent chacune une douzaine de vaisseaux aréolés, à parois ponctuées ou irrégulièrement épaissies, groupés en un petit amas arrondi. La région inférieure du faisceau est en contact avec de grosses fibres péridesmiques *f*, à parois épaisses.

Structure d'une feuille anormale appartenant au verticille externe de la cécidie. — Une section transversale pratiquée au milieu de l'aiguille déformée présente un contour allongé (A_2, fig. 4) ; ses dimensions atteignent environ 2,6 millimètres sur 0,6 millimètre.

Les épidermes (*eps*, *epi*, en A_2, fig. 6) ont des membranes minces et l'hypoderme comprend des fibres à parois peu épaisses, sinueuses. Les cellules parenchymateuses *pr* sont volumineuses ; séparées entre elles par de grands méats, elles

ne se différencient plus en un tissu bien net à la face inférieure du limbe. Enfin, le canal sécréteur *cs* est caractérisé par un diamètre beaucoup plus petit que dans la feuille normale (60 μ au lieu de 100 μ), par un contour irrégulier et par les tailles très inégales des cellules de sa gaine et de ses cellules sécrétrices.

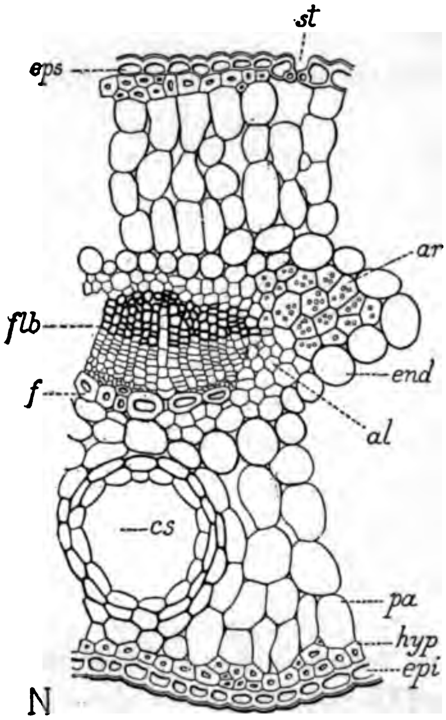


Fig. 5 (N). — Région médiane de la coupe transversale d'une aiguille de *Juniperus communis* : *flb*, faisceau de la nervure; *al*, *ar*, ailes libérienne et vasculaire ; *f*, fibres péridesmiques ; *end*, endoderme ; *cs*, canal sécréteur; *pa*, tissu palissadique ; *hyp*, hypoderme; *eps*, *epi*, épidermes; *st*, stomates (gr. 150).

Quant au cylindre central, sa largeur devient double environ de ce qu'elle est à l'état normal, son épaisseur ayant peu varié ; il est entouré par les cellules endodermiques *end*, faciles à reconnaître à leur taille et à leur grande dimension tangentielle.

Le faisceau libéro-ligneux anormal *flb* ne se développe pas autant que dans la feuille saine et les fibres péricycliques qui bordent sa région libérienne sont à peine différenciées. Par contre, le tissu aréolé *ar* prend une grande extension : ses cellules, nombreuses et grandes, parfois allongées, ont des parois munies d'abondantes ponctuations.

Dans la feuille anormale âgée, la sclérification débute au milieu de la face supérieure et se propage ensuite à travers les cellules épidermiques, hypodermiques ou parenchymateuses situées aux environs du faisceau vasculaire : toutes épaississent et lignifient leurs parois de façon intense.

En résumé, sous l'influence de la larve d'un Cécidomyide, la

région terminale des pousses du *Juniperus communis* présente les modifications suivantes :

1° *Le parasite externe agit sur les entre-nœuds terminaux qui*

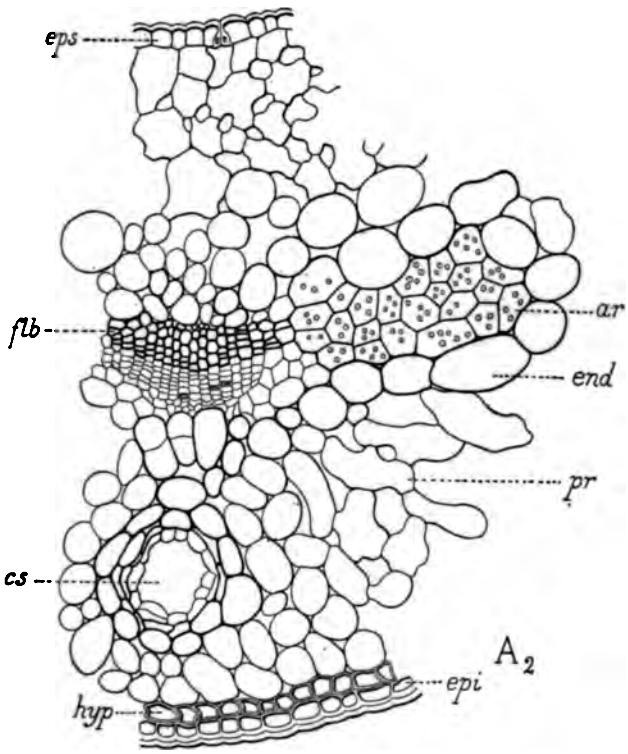


Fig. 6 (A_2). — Région médiane de la coupe transversale d'une aiguille anormale appartenant au verticille externe de la cécidie en calice du *Juniperus communis* : *pr*, parenchyme; les autres lettres comme pour la figure précédente (gr. 150).

restent courts et s'épaississent; les feuilles des deux verticilles supérieurs, agglomérées et hypertrophiées, forment une cécidie ayant l'aspect d'un calice évasé;

2° *Les feuilles du verticille interne, en contact direct avec le parasite, se développent peu et se lignifient de bonne heure;*

3° *Les feuilles du verticille externe augmentent considérablement leur largeur (parenchyme abondant peu différencié, faisceau libéro-ligneux et canal sécréteur réduits, ailes vasculaires hypertrophiées).*

Juniperus communis L. (**alpina** Clus., **nana** Willd.).

Cécidie produite par un Cécidomyide.

Sur la variété alpine du *Juniperus communis*, il n'est pas rare de rencontrer en très grande abondance une cécidie semblable, comme forme et comme nombre de verticilles déformés, à celle qui vient d'être décrite sur le Genévrier de la plaine : elle est un peu plus élancée pourtant et de taille supérieure. J'en ai recueilli de nombreux échantillons au Brévent, en face de la chaîne du Mont Blanc, le 16 août 1900, à 1 800 mètres d'altitude.

Le verticille interne qui abrite la larve possède des aiguilles atrophiées, de 5 ou 6 millimètres de longueur sur 1,3 millimètre de largeur; les feuilles du verticille externe sont rétrécies à la base, beaucoup plus larges au milieu de leur hauteur, où elles mesurent 4 ou 5 millimètres, et terminées par une pointe recourbée en dehors; leur longueur est de 10 à 12 millimètres. Colorées d'abord en vert, elles deviennent très vite d'un beau marron.

Il est intéressant de rencontrer, sur la variété alpine du Genévrier commun, une cécidie possédant la forme bien spéciale de calice évasé offerte déjà par la galle du Genévrier de la plaine décrite plus haut. L'action cécidogène émanée des parasites arrive dans les deux cas à engendrer des cécidies d'aspect identique, bien qu'elle agisse sur des feuilles dont les structures sont distinctes par suite des climats très différents qu'elles supportent.

Envisagée à un autre point de vue, la cécidie en calice de la variété alpine est encore intéressante, car elle permet de rechercher comment varient les caractères histologiques, déjà très accentués par le climat alpin, des feuilles qui la composent.

En 1891, M. Gaston Bonnier (1), dans son intéressant article

(1) *C. R. Assoc. française pour l'avancement des Sciences*, Paris, 1891, 2e partie, p. 521-522.

sur « la variation de la structure chez une même espèce » a montré combien est grande l'influence qu'exerce le climat sur la structure d'une plante donnée. Par exemple, dans la tige de la forme alpine du Genévrier, les canaux sécréteurs des entre-nœuds supérieurs sont très saillants et d'un diamètre bien

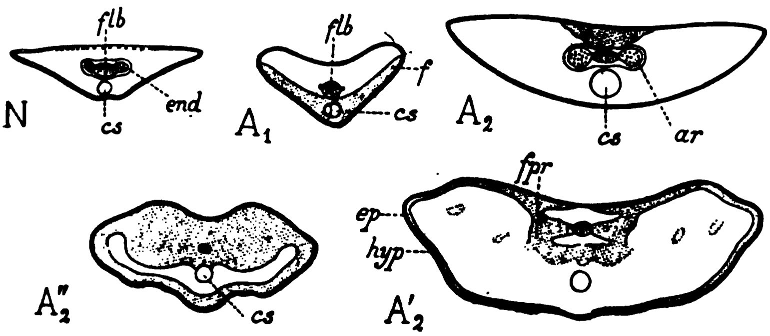


Fig. 7 (N). — Coupe transversale schématique d'une feuille normale de la variété alpine du *Juniperus communis* (gr. 15).

Fig. 8 (A_1). — Schéma de la coupe transversale d'une aiguille appartenant au verticille interne de la diptérocécidie (gr. 15).

Fig. 9 (A_2). — Schéma correspondant pour une aiguille externe de la galle (gr. 15).

Fig. 10 (A'_2). — Coupe transversale schématique d'une aiguille anormale plus âgée (gr. 15).

Fig. 11 (A''_2). — Coupe semblable pratiquée à l'extrémité de l'aiguille (gr. 15).

flb, faisceau libéro-ligneux; *ar*, tissu aréolé; *end*, endoderme; *f*, *fpr*, fibres; *cs*, canal sécréteur; *hyp*, hypoderme; *ep*, épiderme.

supérieur à celui des canaux de la forme de la plaine; la cuticule est épaissie et l'écorce possède une épaisseur à peu près aussi grande que celle du cylindre central.

Pour les feuilles, M. Bonnier a montré que tous les tissus destinés à l'assimilation et à la sécrétion, de même que tous ceux qui ont pour rôle de protéger l'organe contre les variations de température, sont plus développés dans la forme alpine : 1° les dimensions du canal sécréteur dorsal s'accroissent et son diamètre devient deux fois supérieur au diamètre du canal sécréteur de la feuille de la plaine ; 2° l'épaisseur de la feuille de la forme alpine est plus considérable (parenchyme et tissu en palissade bien développés); 3° les tissus protecteurs sont aussi plus abondants (fibres hypodermiques mieux formées, couche lignifiée de la cuticule très accentuée).

Ce sont ces caractères alpins qui se trouvent exagérés dans la galle que nous étudions ici.

Structure d'une feuille anormale appartenant au verticille externe de la cécidie. — C'est surtout en largeur que la feuille parasitée (A_2, fig. 9) diffère de l'aiguille normale : elle devient deux fois aussi large environ que celle-ci par suite du grand développement que prend le parenchyme chlorophyllien.

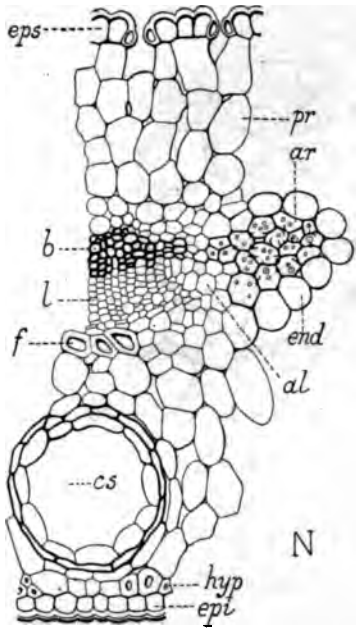


Fig. 12 (N). — Région médiane de la coupe transversale d'une feuille normale de la variété alpine du *Juniperus* : *b*, *l*, faisceau libéro-ligneux; *al*, *ar*, ailes libérienne et vasculaire; *f*, fibres péridesmiques; *end*, endoderme; *pr*, parenchyme; *cs*, canal sécréteur; *hyp*, hypoderme; *eps*, *epi*, épidermes (gr. 150).

L'épiderme supérieur *eps* (en A_2, fig. 13) multiplie avec activité ses cellules qui écartent un peu les files stomatiques les unes des autres; la disposition des stomates est moins régulière (comparer les dessins NS et AS, fig. 14 et 15).

L'épiderme anormal inférieur possède des cellules plus courtes que les cellules normales, mais par contre très larges et à membranes épaissies (comparer les dessins NI et AI, fig. 16 et 17).

En dedans des cellules épidermiques, l'hypoderme *hyp* (en A_2, fig. 13) présente des éléments à parois épaisses. Il est mieux développé à la face inférieure qu'à l'état normal, mais c'est principalement sur l'autre face et juste au-dessus du faisceau libéro-ligneux que les parois de ses cellules sont épaissies au point d'en obstruer presque entièrement la lumière.

La lignification des fibres hypodermiques débute de bonne heure, au-dessus du faisceau vasculaire. Elle se propage ensuite à la périphérie du limbe, dans les galles plus âgées, dont elle occupe d'abord l'hypoderme avant d'envahir les cellules du

parenchyme situées au-dessus du faisceau ; ces dernières constituent alors des fibres courtes, à parois très épaisses *fpr* (en A'_2, fig. 10). Souvent la lignification s'étend aux cellules endo-

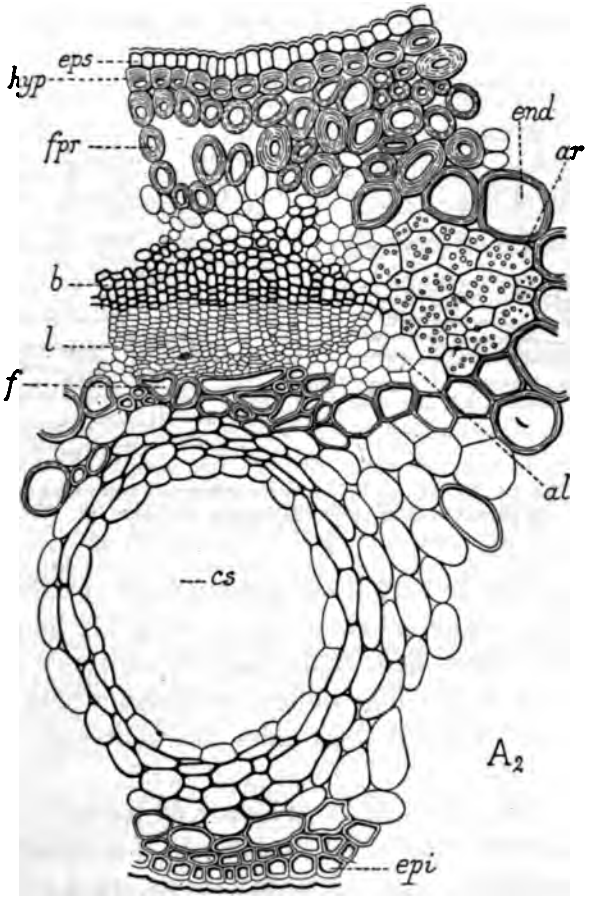


Fig. 13 (A_2). — Région médiane de la coupe transversale d'une aiguille externe appartenant à la diptérocécidie caliciforme de la variété alpine du *Juniperus*; les lettres ont la même signification que dans la figure précédente (gr. 150).

dermiques *end* (A_2, fig. 13) : les parois de celles-ci deviennent épaisses et elles se relient, à la partie inférieure du faisceau, à un amas assez volumineux de fibres péricycliques *f*, lignifiées pour la plupart, beaucoup plus développées que dans la feuille normale.

A l'extrémité des aiguilles recourbées, la lignification envahit presque complètement le parenchyme foliaire et, comme le

montre la figure 11 (A'_2), ne respecte plus qu'une mince bande parenchymateuse au niveau du canal sécréteur *cs*.

C'est le canal sécréteur de l'aiguille parasitée *cs* (en A_2, fig. 13) qui présente l'hypertrophie la plus considérable, car il acquiert une dimension énorme par rapport au canal sain : 250 μ de

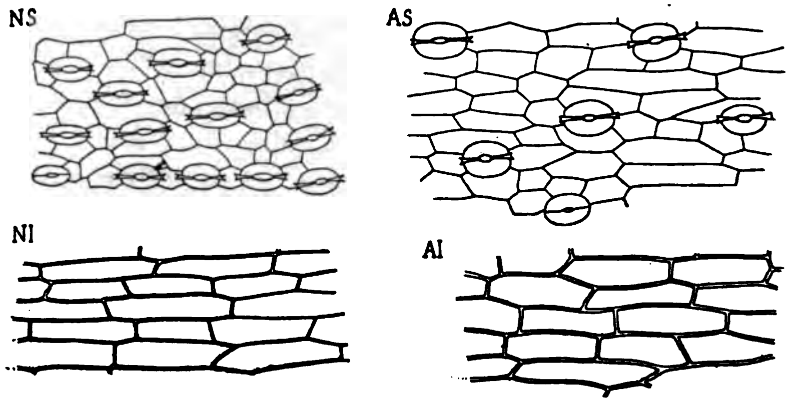


Fig. 14 à 17 (NS, AS, NI, AI). — Épidermes normaux et anormaux vus de face des feuilles saine et parasitée de la variété alpine du *Juniperus* (gr. 150).

diamètre au lieu de 120. Il est parfaitement circulaire, bordé de cellules peu régulières et entouré d'une gaine bien nette.

Le faisceau libéro-ligneux de l'aiguille anormale *b*, *l* est plus étalé que celui de la feuille saine et environ un tiers plus large ; il possède latéralement deux ailes vasculaires *ar* bien développées.

On peut remarquer que la présence du parasite a provoqué le développement exagéré du tissu aréolé. J'ai autrefois signalé ce fait en étudiant l'anatomie de la galle en artichaut engendrée par l'*Oligotrophus juniperinus* L. (1) sur le même Genévrier alpin ; l'étude de la diptérocécidie du Genévrier Sabine que nous ferons plus loin (page 95) nous montrera encore une pareille hypertrophie du tissu de transfusion.

Structure d'une feuille anormale appartenant au verticille interne de la cécidie. — La section transversale médiane est fortement concave à la face supérieure (A_1, fig. 8) ; sa largeur est plus

(1) C. Houard, *loc. cit.*, p. 69 (1899, p. 298-304, fig. 1-4, pl. XX).

faible que celle de l'aiguille saine, mais l'épaisseur reste la même.

Aux environs du canal sécréteur et aussi le long de la face inférieure du limbe, les fibres lignifiées sont très nombreuses; en particulier, les cellules de l'hypoderme peuvent acquérir des parois si épaisses que leur canal devient difficilement visible.

Les ailes vasculaires du faisceau libéro-ligneux *flb* sont peu développées et réduites, en général, à une seule cellule aréolée.

En somme, la différenciation dans les tissus des feuilles qui composent le verticille interne de la cécidie est arrêtée de bonne heure par suite du contact du parasite et la sclérification se manifeste tôt également.

En résumé, sous l'influence de la larve d'un Cécidomyide, la région terminale des pousses du *Juniperus communis* var. *alpina* présente les modifications suivantes :

1° *Le parasite externe agit sur les entre-nœuds terminaux qui restent courts; les feuilles agglomérées des deux verticilles supérieurs forment une cécidie ayant l'aspect d'un calice ;*

2° *Les feuilles du verticille interne se développent peu et se lignifient de bonne heure ;*

3° *Les feuilles du verticille externe augmentent considérablement leur largeur et présentent un certain nombre de caractères qui accentuent les caractères alpins qu'elles possèdent : épaisseur plus grande du limbe ; tissus protecteurs mieux développés (fibres hypodermiques et cuticule); canal sécréteur à diamètre énorme ; faisceau libéro-ligneux élargi à tissu aréolé abondant.*

Juniperus communis L.

Cécidie produite par l'*Oligotrophus Panteli* Kieff.

C'est encore aux dépens des deux verticilles supérieurs de la pousse, que cette cécidie est constituée (1). Les aiguilles du

(1) Il est assez probable que la cécidie précédemment décrite soit due, elle aussi, à l'action de l'*Oligotrophus Panteli*. Quant à la première que nous avons signalée, et sur laquelle on possède bien peu de renseignements, elle peut être envisagée comme une cécidie de l'*Oligotrophus Panteli* arrêtée dans son déve-

verticille interne restent courtes et n'atteignent que 5 ou 6 millimètres de longueur; elles sont blanchâtres à la surface et elles emprisonnent une petite larve orangée d'un demi-millimètre de longueur (L, fig. 19). Celles du verticille externe (E, fig. 18) sont vertes comme les aiguilles ordinaires; renflées à la base et accolées étroitement les unes aux autres, elles restent un peu

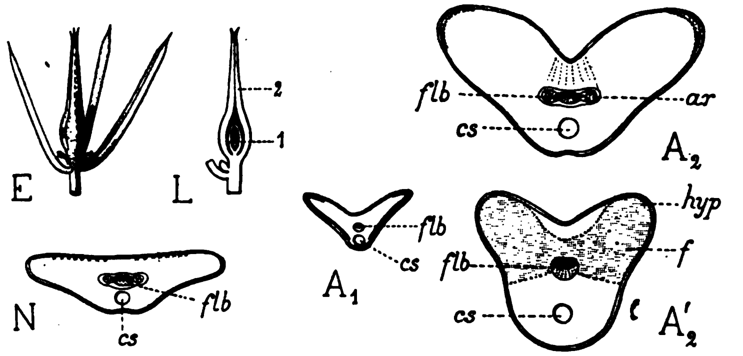


Fig. 18 (E). — Aspect de la diptérocécidie (aiguë) du *Juniperus communis* (gr. 1,5).
Fig. 19 (L). — Coupe longitudinale de la galle (gr. 1,5).
Fig. 20 (N). — Coupe transversale schématique de la feuille normale (gr. 15).
Fig. 21 (A_1). — Coupe transversale schématique d'une feuille anormale appartenant au verticille interne de la galle (gr. 15).
Fig. 22 (A_2). — Coupe transversale schématique d'une feuille anormale appartenant au verticille externe de la galle (gr. 15).
Fig. 23 (A_2'). — Schéma d'une coupe semblable pratiquée au voisinage de la pointe de l'aiguille (gr. 15).

flb, nervure médiane; *ar*, tissu aréolé; *cs*, canal sécréteur; *f*, fibres; *hyp*, hypoderme.

plus courtes que les feuilles normales (11,5 millimètres au lieu de 14).

J'ai rencontré maintes fois cette jolie galle dans le bassin de Paris, en particulier à Druyes (Yonne) et aux environs de Fontainebleau (août 1902).

Structure de l'entre-nœud anormal. — L'entre-nœud situé au-dessous des feuilles déformées constituant la cécidie est très

loppement, sans doute par suite de parasitisme; les différents tissus de ses feuilles présentent, en effet, des caractères d'atrophie très nets : réduction du faisceau vasculaire, du canal sécréteur, etc. Ce serait un cas analogue à celui que Lagerheim a signalé en 1899 (*Doppelcecidium*) et que nous avons rappelé plus haut. Des recherches ultérieures justifieront peut-être cette manière de voir.

raccourci; la section offre l'aspect d'un triangle curviligne (A, fig. 25) et présente une écorce très développée *ec* à éléments hypertrophiés et à grands canaux sécréteurs *cs*. L'amas vasculaire *flb* est réduit, plus arrondi que dans la tige saine, mais d'un diamètre moindre; il est composé de petits faisceaux libéro-ligneux ayant tendance à s'isoler les uns des autres. La

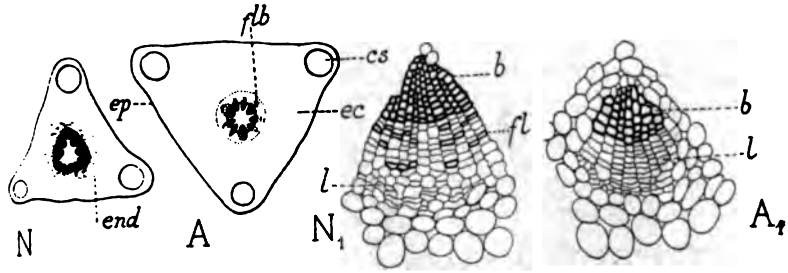


Fig. 24, 25 (N, A). — Coupes transversales schématiques pratiquées : la première dans une jeune pousse normale, la seconde à la base de la diptérocécidie aiguë du *Juniperus* (gr. 15).

Fig. 26, 27 (N_1, A_1). — Détails des faisceaux vasculaires représentés dans les deux dessins précédents (gr. 150).

flb, faisceau libéro-ligneux; *b*, *l*, bois et liber; *fl*, fibres libériennes; *end*, endoderme; *cs*, canal sécréteur; *ep*, épiderme.

région libérienne de ces faisceaux (*l*, en A_1, fig. 27) possède très peu de fibres; le plus souvent même elles manquent complètement.

Structure d'une feuille anormale appartenant au verticille interne de la cécidie. — La feuille de la pousse de Genévrier, qui se trouve en contact direct avec le parasite, ne se développe pas (f, en L, fig. 19) et sa largeur reste faible (0,9 millim. seulement) ainsi que son épaisseur. Sa section transversale présente à la face supérieure une forte concavité où se loge la larve (A, fig. 28) et un épiderme *eps* formé de cellules irrégulières, saillantes, à parois très minces. L'épiderme de l'autre face *epi* est cutinisé et lignifié, et l'hypoderme sous-jacent *hyp* possède des cellules à parois épaisses, lignifiées; enfin, le canal sécréteur *cs* conserve des dimensions normales.

C'est le faisceau libéro-ligneux *flb* de la nervure qui est le plus réduit, car il ne possède guère que dix à douze files de vaisseaux au lieu d'une vingtaine et ses ailes vasculaires ne sont pas développées.

Dans la feuille anormale âgée, presque toutes les cellules du limbe s'épaississent et se lignifient fortement.

Structure d'une feuille anormale appartenant au verticille externe de la cécidie. — La coupe transversale, pratiquée dans la région la plus large d'une aiguille déformée, offre un contour un peu concave à la face supérieure, une épaisseur double environ de l'épaisseur normale et une largeur de 2,5 millimètres (au lieu de 1,8 millim pour la feuille saine). Les deux moitiés du limbe situées de chaque côté de la nervure médiane sont hypertrophiées et arrondies (A_2, fig. 22).

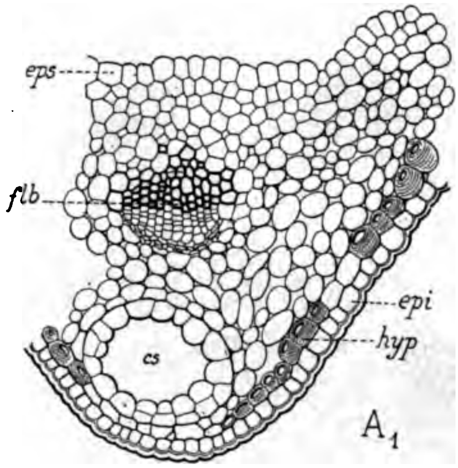


Fig. 28 (A_1). — Région médiane de la coupe transversale d'une feuille anormale appartenant au verticille interne de la cécidie aiguë du *Juniperus* et représentée par la figure 21 : *flb*, faisceau vasculaire ; *cs*, canal sécréteur ; *hyp*, hypoderme ; *eps*, *epi*, épidermes (gr. 150).

L'accroissement en largeur de la base de la feuille anormale est dû en grande partie à l'aplatissement du cylindre central ; celui-ci se montre entouré par des cellules endodermiques *end* (en A_2, fig. 29) allongées et peu distinctes. Ces cellules enveloppent aussi les ailes vasculaires *ar* abondamment garnies de vaisseaux aréolés. Les fibres péricycliques voisines *f* sont moins nombreuses que dans la feuille normale, leurs parois étant minces et sinueuses.

Quant à l'accroissement en épaisseur de la feuille anormale, il provient surtout, à la face inférieure, du grand diamètre qu'acquiert le canal sécréteur *cs* (160 μ au lieu de 110) dont le contour reste bien circulaire. Dans la région opposée du limbe, c'est-à-dire à la face supérieure, les cellules hypodermiques *hyp* n'épaississent pas leurs parois et s'allongent en direction radiale par rapport au parasite. Il en est de même de toutes les cellules parenchymateuses *pr* comprises entre le cylindre central

Lorsqu'elle est un peu âgée, la feuille anormale présente de nombreuses cellules lignifiées. La lignification débute dans les cellules hypodermiques *hyp* (en A'_2, fig. 23) situées aux deux extrémités des ailes du limbe et s'étend vers le cylindre central, à travers les cellules du parenchyme. Vers la pointe des feuilles, les fibres *f* envahissent toute la région située au-dessus du faisceau libéro-ligneux *flb*.

A la face supérieure de l'aiguille anormale, le nombre des files de stomates est double environ de ce qu'il est dans la feuille saine (28 rangées au lieu de 13 ou 14).

En résumé, sous l'influence de l'*Oligotrophus Panteli*, la région terminale des pousses du *Juniperus communis* présente les modifications suivantes :

1° *Le parasite externe agit sur les entre-nœuds terminaux qui restent courts et s'épaississent (écorce très développée, faisceaux vasculaires isolés); les feuilles agglomérées des deux verticilles supérieurs forment une cécidie allongée aiguë ;*

2° *Les aiguilles du verticille interne restent courtes et se lignifient fortement ;*

3° *Celles du verticille externe augmentent beaucoup leur largeur et leur épaisseur (parenchyme hypertrophié, à cellules médianes étirées en direction radiale; canal sécréteur agrandi; faisceau libéro-ligneux étalé et ailes vasculaires bien développées).*

Juniperus Oxycedrus L.

Cécidie produite par un *Oligotrophus*.

Cette cécidie terminale est constituée par les deux verticilles supérieurs dont les feuilles sont déformées; elle peut être allongée ou courte. Mes échantillons proviennent de Saïda (département d'Oran) où je les récoltai le 17 avril 1900.

1° Cécidie allongée.

La forme longue comprend deux verticilles d'aiguilles déformées sur toute leur longueur (1,2, en E et L, fig. 31 et 32),

plus un troisième verticille (3) dont les feuilles, épaissies seulement à la base, conservent une taille normale.

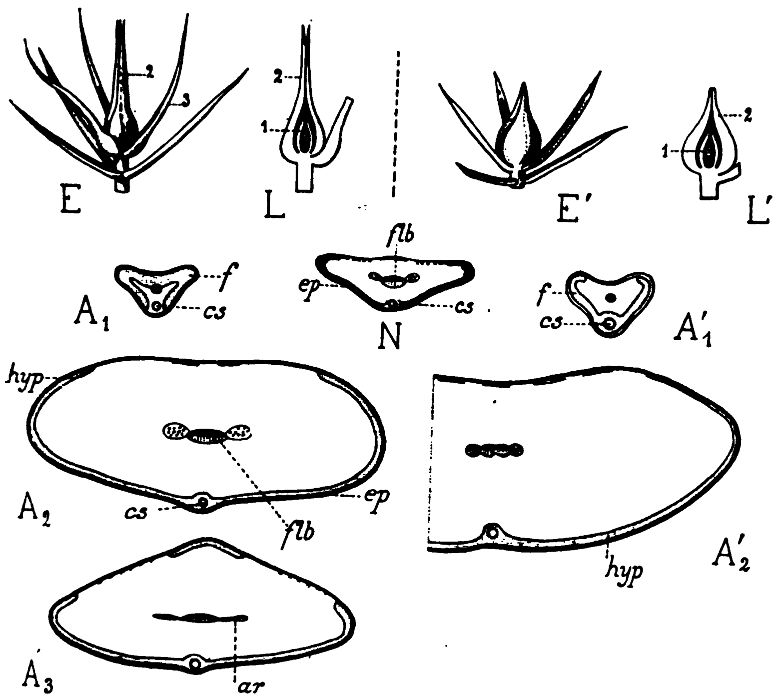


Fig. 30 (N). — Coupe transversale schématique d'une aiguille normale de *Juniperus Oxycedrus* (gr. 15).
Fig. 31 (E). — Aspect de la forme longue de la diptérocécidie terminale de la même plante (gr. 1).
Fig. 32 (L). — Coupe longitudinale de cette galle (gr. 1).
Fig. 33 (A_1). — Schéma de la coupe transversale d'une aiguille anormale appartenant au verticille interne de la galle longue (gr. 15).
Fig. 34 (A_2). — Schéma identique pour une aiguille appartenant au second verticille (gr. 15).
Fig. 35 (A_3). — Schéma identique pour une aiguille appartenant au troisième verticille (gr. 15).
Fig. 36 (E'). — Aspect de la forme courte de la diptérocécidie (gr. 1).
Fig. 37 (L'). — Coupe longitudinale de cette seconde forme (gr. 1).
Fig. 38 (A'_1). — Schéma de la coupe transversale d'une aiguille appartenant au verticille interne de la galle courte (gr. 15).
Fig. 39 (A'_2). — Schéma identique pour une aiguille appartenant au verticille externe (gr. 15).

flb, faisceau libéro-ligneux ; *ar*, tissu aréolé ; *cs*, canal sécréteur ; *f*, *hyp*, fibres du parenchyme et de l'hypoderme ; *ep*, épiderme.

Les aiguilles les plus internes (1) restent très courtes (4 ou 5 millim.) ; leur teinte est brunâtre ; elles abritent une larve orangée qui se métamorphose dans la cécidie.

Les aiguilles du second verticille (2) acquièrent seulement les trois quarts de la longueur normale (22 millim. environ au lieu de 30) ; elles sont aiguës à la pointe, renflées dans leur moitié inférieure et munies d'une forte carène dorsale. Accolées étroitement par leurs bords, elles enferment d'une façon complète le verticille interne et la larve.

Structure de l'entre-nœud anormal. — L'énorme raccourcissement que subit l'entre-nœud du rameau anormal ne modifie pas son diamètre transversal, l'hypertrophie de l'écorce étant compensée par la réduction que subissent les canaux sécréteurs et le cylindre central. De plus, les éléments de l'anneau vasculaire ne se différencient plus en petits faisceaux, situés en face des canaux sécréteurs, et en gros faisceaux intermédiaires (A, fig. 41) : tous les faisceaux anormaux ont sensiblement la même taille, un contour elliptique et un liber peu étalé ; ils présentent, en outre, une forte réduction dans la taille et

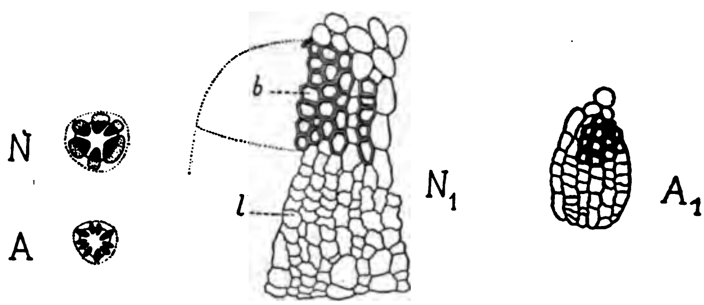


Fig. 40 (N). — Schéma du cylindre central de l'entre-nœud normal d'une pousse de *Juniperus Oxycedrus* (gr. 15).
Fig. 41 (A). — Schéma du cylindre central de l'entre-nœud de la pousse anormale, au-dessous de la cécidie (gr. 15).
Fig. 42 (N_1). — Moitié d'un faisceau libéro-ligneux normal (gr. 150).
Fig. 43 (A_1). — Faisceau vasculaire anormal (gr. 150).
b, l, bois et liber d'un faisceau libéro-ligneux.

le nombre des éléments ligneux ou libériens (comparer N_1 et A_1, fig. 42 et 43).

Structure de la feuille normale. — Les dimensions de la section transversale du limbe sont 1,4 millimètre de largeur sur 0,5 millimètre d'épaisseur (N, fig. 30). La face supérieure presque plane, sauf en son milieu, présente deux plages de

cinq ou six lignes de stomates chacune. L'hypoderme *hyp* (en N, fig. 44), aux cellules à parois épaisses non lignifiées, possède plusieurs assises cellulaires sur les bords du limbe ; il enveloppe presque entièrement le canal sécréteur *cs*, dont la section très étroite ne mesure pas plus de 36 à 40 μ de diamètre. Le tissu palissadique *pa* se développe bien.

Le faisceau libéro-ligneux de la nervure médiane de la feuille normale est large de 210 μ et peu épais; il comporte de 25 à 30 files ligneuses et libériennes *b*, *l*. Les vaisseaux du bois sont flanqués latéralement de deux amas de vaisseaux aréolés *ar*, bien délimités du parenchyme environnant par les cellules arrondies et régulières de l'endoderme *end*. Une vingtaine de grosses fibres *f*, à parois cellulosiques épaisses, renforcent la partie inférieure du faisceau.

Structure d'une feuille anormale appartenant au verticille interne de la céridie. — La section d'une feuille (A_1, fig. 33) a l'aspect d'un triangle isocèle dont la base, représentant la face supérieure de l'aiguille, serait un peu concave.

L'épiderme conserve des parois minces et non cutinisées. Il entoure un gros amas de fibres *f* à paroi externe très épaisse et à faible lumière; ces fibres occupent la partie supérieure du limbe et entourent presque le faisceau libéro-ligneux qui, du reste, est très réduit.

La section du canal sécréteur *cs* diffère peu de celle de l'organe normal.

Structure d'une feuille anormale appartenant au second verticille. — Les dimensions en largeur et en épaisseur de la feuille parasitée (A_2, fig. 34) atteignent au moins deux fois ce qu'elles sont dans l'aiguille saine. De plus, la forme de la section est beaucoup modifiée : les parties latérales du limbe s'élargissent et les deux faces de l'aiguille se distinguent peu l'une de l'autre, la concavité de la face supérieure ayant disparu.

L'épiderme et l'hypoderme comprennent de grosses cellules, à parois non sclérifiées, qui entourent un parenchyme devenu homogène constitué par de grandes cellules peu riches en grains de chlorophylle.

Vu de face, l'épiderme supérieur ne présente plus de stomates et toutes ses cellules sont considérablement hypertrophiées (comparer les fig. 47 et 48, NS et AS). Les cellules de l'épiderme inférieur ont aussi beaucoup agrandi leurs dimensions ; leurs parois ponctuées restent épaisses

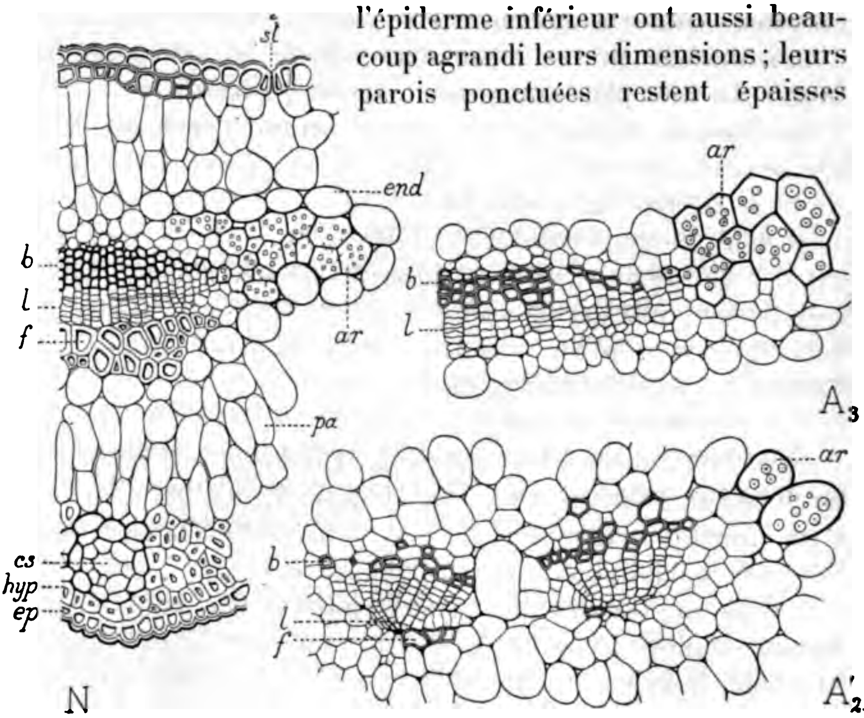


Fig. 44 (N). — Région médiane de la coupe transversale d'une aiguille normale de *Juniperus Oxycedrus* (gr. 150).
Fig. 45 (A_3). — Moitié droite du faisceau vasculaire de l'aiguille anormale représentée par la figure 35 (gr. 150).
Fig. 46 (A'_2). — Faisceau libéro-ligneux de l'aiguille anormale représentée par la figure 39 (gr. 150).

b, *l*, faisceau libéro-ligneux ; *ar*, tissu aréolé ; *f*, fibres péridesmiques ; *end*, endoderme ; *pa*, tissu palissadique ; *cs*, canal sécréteur ; *hyp*, hypoderme ; *ep*, épiderme ; *st*, stomates.

comme à l'état normal (comparer les fig. 49 et 50, NI et AI).

La modification histologique la plus intéressante de l'aiguille parasitée est présentée par le faisceau libéro-ligneux de la nervure, car il a suivi dans une certaine mesure le développement latéral pris par le limbe. Sa largeur est, en effet, devenue presque double de ce qu'elle est dans la feuille normale : les vaisseaux du bois ont acquis de grandes dimensions (diamètre triple), mais ils sont peu nombreux et irrégulièrement placés ;

les éléments des ailes vasculaires ont des tailles variées. Quant aux fibres péricycliques situées au-dessous du faisceau, elles sont irrégulières et à parois minces. Enfin, le canal sécréteur conserve ses dimensions normales.

La feuille âgée présente d'abondants tissus sclérifiés : la sclérification débute par la région médiane de l'épiderme supérieur et envahit ensuite tout le parenchyme situé au-dessous de la nervure.

Structure d'une feuille anormale appartenant au troisième verticille. — La section transversale pratiquée au milieu de la région basilaire renflée de la feuille déformée est bombée à la face supérieure (A_3, fig. 35) ; son épaisseur atteint celle de la feuille du verticille précédemment étudié, mais sa largeur est un peu plus faible ; ses plages stomatifères sont très développées.

Au centre de la section transversale du limbe anormal, le faisceau vasculaire se montre allongé, aplati, composé de vaisseaux ligneux (*b*, en A_3, fig. 45), grands et réguliers, mais peu nombreux dans chaque file (quatre au maximum) ; les ailes vasculaires comprennent des cellules polygonales régulières *ar*, munies de parois rectilignes à aspérités peu accentuées et de nombreuses ponctuations. Enfin, le rayon vertical de parenchyme, qui dans la feuille normale sépare nettement le faisceau en deux parties égales, devient difficile à reconnaître ; il en est de même dans les feuilles du second verticille de la cécidie.

2° Cécide courte.

La forme courte ne comprend que deux verticilles d'aiguilles déformées sur toute leur longueur (E′, fig. 36).

Le verticille interne possède des feuilles très courtes, de 4 millimètres environ, fortement sclérifiées (A'_1, fig. 38).

Le verticille externe est composé de feuilles élargies à la base (4 ou 5 millimètres), assez courtes, n'ayant que 10 à 12 millimètres de longueur et peu aiguës au sommet.

En somme, par son aspect, cette cécidie rappelle celle que j'ai étudiée dans un précédent travail (1) et qui provenait d'un

(1) C. Houard, *loc. cit.*, p. 69 (1899, p. 304-309, fig. 4-6).

Genévrier Oxycèdre de la vallée de Cèze (Gard). Si j'ai tout lieu de croire que les deux cécidies en question sont engendrées par le même parasite, je dois signaler pourtant que la cécidie recueillie dans le midi de la France ne dépasse presque jamais

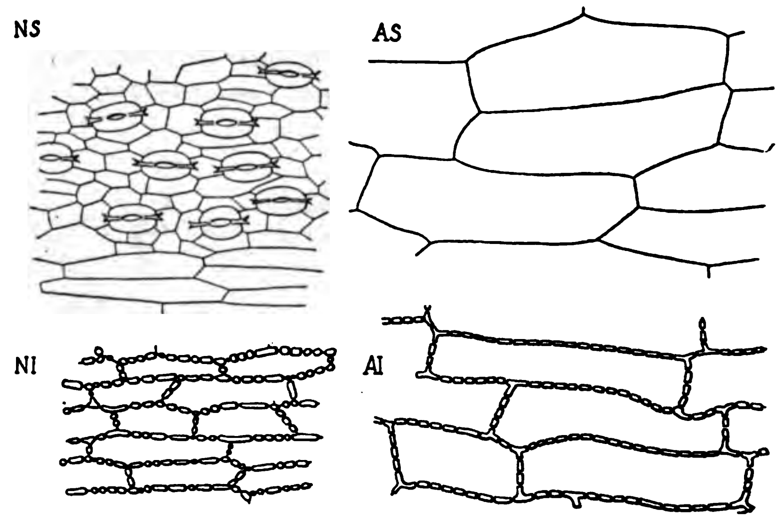


Fig. 47 à 50 (NS, AS, NI, AI). — Épidermes normaux et anormaux vus de face des feuilles saine et parasitée de *Juniperus Oxycedrus* (gr. 150).

9 millimètres de longueur ; de plus, la forme courte provenant de Saïda présente très souvent une modification de structure intéressante du faisceau vasculaire: celui-ci est séparé nettement en deux amas libéro-ligneux formés de vaisseaux à grande section, à parois minces, disposés sans ordre. Les files libériennes vont converger vers quelques fibres non lignifiées, comme le represente le dessin A'$_2$ (fig. 46).

En résumé, sous l'influence de la larve d'un *Oligotrophus*, les pousses du *Juniperus Oxycedrus* présentent les modifications suivantes :

1° *Le parasite externe agit sur les entre-nœuds terminaux qui restent courts (réduction des faisceaux vasculaires et des canaux sécréteurs) et donne des galles longues ou courtes ;*

2° *Les feuilles du verticille interne se sclérifient de bonne heure : celles du verticille externe, un peu raccourcies, s'élargissent et présentent un faisceau libéro-ligneux et des ailes vasculaires très réduits ; le diamètre du canal sécréteur ne varie pas.*

Juniperus Sabina L.

Cécidie produite par un *Oligotrophus*.

Cette jolie petite cécidie se rencontre à l'extrémité des rameaux de la Sabine : elle est ovoïde et mesure de 3 à 5 millimètres de hauteur sur presque autant en largeur (fig. 51). Quatre grosses aiguilles hypertrophiées, très élargies à la base et quelque peu obtuses au sommet, prennent part à sa constitution. D'autres aiguilles plus internes et atrophiées délimitent une loge centrale où se trouve la larve de l'*Oligotrophus*. Cette larve provoque aussi le raccourcissement des derniers entre-nœuds de la tige et leur épaississement.

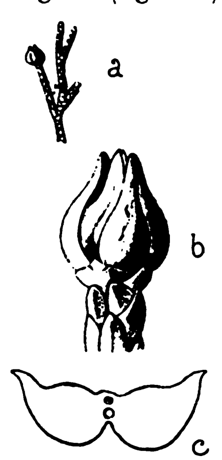


Fig. 51. — Aspect de la diptérocécidie ovoïde du *Juniperus Sabina* : *a*, rameau portant la galle ; *b*, galle ; *c*, coupe transversale d'une feuille hypertrophiée.

La cécidie jeune est jaune verdâtre ; elle devient brune quand elle est abandonnée par la larve : les feuilles qui la composent s'écartent alors les unes des autres et tombent.

Les échantillons étudiés dans ce travail m'ont été gracieusement envoyés par M. le professeur Thomas, d'Ohrdruf, qui les avait recueillis aux environs de Cogne (Piémont), le 17 juillet 1888, à près de deux mille mètres d'altitude.

Je me contenterai dans cette étude de comparer la structure anatomique d'une feuille normale à celle d'une feuille parasitée choisie parmi les plus hypertrophiées de la cécidie.

Feuille normale. — Ses dimensions sont faibles : 0,7 millimètre de large sur un millimètre de longueur et 0,4 millimètre d'épaisseur ; la section transversale d'une telle feuille est convexe à la face supérieure et presque aplatie à l'opposé (N, fig. 53).

Les épidermes supérieur et inférieur ont des parois très épaisses et lignifiées ; l'hypoderme inférieur *hyp* (Pl. I, N)

est fortement épaissi. Le faisceau de la nervure *flb* possède un nombre assez restreint de vaisseaux de bois, peu de formations secondaires, onze ou douze cellules de tissu aérolé seulement et il est entouré par un endoderme bien net *end*. Les fibres péricycliques ont des parois épaisses.

Le parenchyme qui enveloppe le cylindre central est très serré à la face inférieure du limbe ; lâche, au contraire, au-dessus du faisceau vasculaire, il comprend de longues cellules *c* souvent cloisonnées en travers et munies de gros amyloleucites.

Le canal sécréteur est développé seulement à la base de la feuille.

Feuille anormale. — Ses dimensions sont énormes par rapport à celles de la feuille saine car sa largeur peut atteindre

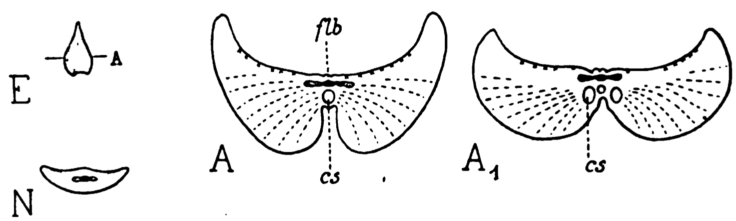


Fig. 52 (E). — Aspect d'une feuille hypertrophiée appartenant au verticille externe de la diptérocécidie du *Juniperus Sabina* (gr. 1,5).
Fig. 53 (N). — Schéma de la coupe transversale d'une feuille normale (gr. 15).
Fig. 54 (A). — Schéma de la coupe transversale d'une feuille anormale (gr. 15).
Fig. 55 (A_1). — Schéma d'une feuille parasitée présentant trois canaux sécréteurs (gr. 15).

flb, faisceau libéro-ligneux ; *cs*, canal sécréteur.

2,2 millimètres. Concave à la face supérieure (A, fig. 54), la feuille parasitée affecte la forme d'une cuiller; sa région dorsale présente en son milieu un sillon longitudinal profond qui sépare presque complètement le limbe en deux moitiés symétriques.

Dans la région rétrécie, comme le montre la figure 54, le gros canal sécréteur *cs* atteint presque 100 μ de diamètre ; quelquefois il est remplacé par trois canaux, un médian assez petit et deux latéraux plus gros (A_1, fig. 55).

Entre le canal sécréteur et l'épiderme supérieur, s'étale le faisceau libéro-ligneux *flb* (Pl. I, A) : celui-ci est comprimé, moins épais que le faisceau de la feuille saine et flanqué à droite

et à gauche de deux ailes vasculaires *ar*, également aplaties, environ trois fois aussi longues que l'aile normale. Ces ailes sont composées d'une seule assise de grandes cellules aréolées enveloppées par les cellules endodermiques anormales hypertrophiées *end*.

Le faisceau libéro-ligneux *flb* est séparé de l'épiderme supérieur *eps*, dont les cellules sont grandes et à parois minces, par les cellules corticales *c* allongées en direction radiale : ces dernières présentent parfois jusqu'à trois cloisons parallèles à la surface du limbe.

L'hypertrophie la plus considérable de l'aiguille anormale se produit à droite et à gauche de la région médiane rétrécie. Elle est due surtout à l'allongement démesuré des cellules parenchymateuses *pr* situées à la partie inférieure du limbe, de chaque côté du canal sécréteur. Les méats *mt* qui séparent ces cellules deviennent très grands. Les cellules elles-mêmes s'allongent et prennent la forme de tibias ; placées bout à bout, elles constituent parfois des files étroites, de plus d'un millimètre de longueur, partant des environs du canal sécréteur pour aboutir à l'épiderme inférieur. Toutes ces cellules sont remplies de protoplasma finement granuleux.

Les cellules de l'épiderme inférieur *epi* se multiplient avec activité et s'allongent ; leurs parois restent minces. Elles sont en contact vers l'intérieur avec les cellules hypodermiques *hyp*, à membranes contournées peu épaisses, qui constituent des amas irrégulièrement espacés.

En résumé, sous l'influence de la larve d'un *Oligotrophus*, la région terminale des pousses du *Juniperus Sabina* présente les modifications suivantes :

1° *Le parasite externe agit sur les entre-nœuds terminaux qui restent courts ;*

2° *Les feuilles agglomérées s'hypertrophient considérablement, surtout de chaque côté de la nervure (faisceau libéro-ligneux aplati ; aile vasculaire étalée ; cellules du parenchyme étirées et alignées en longues files ; canal sécréteur bien développé).*

Juniperus Sabina L.

Cécidie produite par l'*Oligotrophus Sabinæ* Kieff.

La petite cécidie que détermine la larve de ce Diptère à l'extrémité des rameaux de la Sabine mesure environ 13 millimètres de longueur sur quatre ou cinq millimètres de plus grande dimension transversale. Elle comprend de trois à cinq paires d'aiguilles fortement grossies constituant par leur ensemble une pyramide quadrangulaire à pointe tournée vers le rameau (fig. 56). Les écailles inférieures



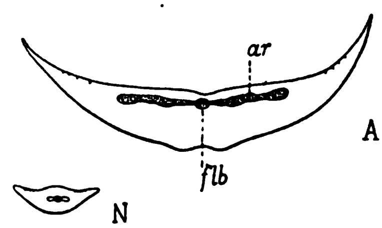


Fig. 56 (*a*, *b*, *c*). — Aspect de la diptérocécidie du *Juniperus Sabina* : *a*, rameau portant la galle ; *b*, galle ; *c*, coupe transversale d'une feuille hypertrophiée très concave.
Fig. 57 (N). — Schéma de la coupe transversale d'une feuille normale de *Juniperus Sabina* (gr. 15).
Fig. 58 (A). — Schéma de la coupe transversale d'une feuille déformée (gr. 15).
flb, faisceau libéro-ligneux ; *ar*, tissu aréolé.

sont courtes, les supérieures au contraire sont hypertrophiées et très aiguës : entre ces dernièrés se trouve la larve.

La teinte de la galle jeune est vert jaunâtre ; elle tend plus tard au brun.

Mes échantillons proviennent des environs de Cogne (Piémont) où ils furent recueillis, le 17 juillet 1888, à une altitude d'environ 2000 mètres par M. Fr. Thomas.

Structure d'une feuille anormale. — La section transversale pratiquée vers le milieu d'une écaille hypertrophiée se montre au moins trois fois aussi large que la feuille normale, mais elle conserve à peu près la même épaisseur (comparer les figures 57 et 58, N et A).

Le faisceau de la nervure (*flb*, en A', Pl. I) est très élargi ; il possède de nombreux vaisseaux ligneux et d'abondantes formations secondaires. C'est le tissu de l'aile vasculaire *ar* qui présente l'hypertrophie la plus considérable, car il acquiert ici un développement bien supérieur même à celui que j'ai décrit autrefois (1899, p. 301, pl. XX) pour la cécidie de la variété alpine du *Juniperus communis*. Les vaisseaux aréolés du tissu de transfusion occupent, en effet, à droite et à gauche du faisceau libéro-ligneux, une plage peu épaisse, longue de 500 à 900 μ, c'est-à-dire atteignent presque un millimètre ; leurs parois sont minces, sinueuses, fortement lignifiées et munies de ponctuations arrondies ainsi que d'épaississements de dimensions variables.

L'épiderme supérieur de la feuille anormale *eps* est composé de cellules irrégulières, saillantes, à parois minces et cellulosiques ; l'épiderme et l'hypoderme de la face opposée sont réguliers, lignifiés, mais à membranes moins épaisses que dans l'écaille saine.

En résumé, sous l'influence de l'*Oligotrophus Sabinæ*, la partie terminale des pousses du *Juniperus Sabina* présente les modifications suivantes :

1° *Le parasite externe agit sur les entre-nœuds terminaux qui restent courts ;*

2° *Les feuilles agglomérées s'hypertrophient et se développent surtout en largeur sans s'épaissir (extension considérable des ailes vasculaires).*

CONCLUSIONS

L'étude détaillée des cécidies de quelques Genévriers européens exposée plus haut permet de déduire un certain nombre de caractères communs concernant leur aspect extérieur et leur structure histologique.

1° Aspect extérieur des cécidies.

Le parasite consiste toujours en une larve de diptère située à l'extrémité de la tige, à la place du bourgeon terminal, entre les feuilles du verticille supérieur.

L'action cécidogène engendrée par ce parasite agit directement sur les entre-nœuds terminaux qui restent très courts, s'épaississent et présentent une forte écorce, des canaux sécréteurs bien développés et des faisceaux libéro-ligneux isolés, à dimensions réduites.

Les feuilles des verticilles supérieurs s'allongent peu, mais s'élargissent et augmentent leur épaisseur. Elles s'appliquent étroitement les unes contre les autres et s'agglomèrent en une sorte de bourgeon ou d'artichaut. Et comme le parasite, situé suivant l'axe de symétrie de la pousse déformée, agit avec une égale intensité dans toutes les directions, il en résulte que l'agglomération foliaire produite conserve le même axe de symétrie et présente tous les caractères généraux des acrocécidies caulinaires.

2° Modifications dans les tissus des feuilles composant les cécidies.

Les tissus des feuilles parasitées sont soumis à des phénomènes d'*arrêt* ou d'*exagération* dans leur développement normal et dans leur différenciation.

Arrêt de développement et de différenciation. — Plusieurs cas sont à distinguer :

a. Influence du contact du cécidozoaire. — Un tel arrêt se manifeste dans les aiguilles du verticille interne des galles qui sont en contact direct avec la larve. Cet arrêt se traduit par l'absence du tissu palissadique et par la réduction des appareils vasculaire et sécréteur. En outre, une lignification intense, qui débute par les cellules de l'épiderme et de l'hypoderme situées à la face externe du limbe, succède à l'épaississement des parois. Ce sont là, du reste, des phénomènes que l'on rencontre communément dans les régions gallaires situées au contact des cécidozoaires. Ici encore la lignification s'accentue au fur et à mesure que la cécidie vieillit, elle peut même envahir tout le parenchyme foliaire qu'elle transforme en une masse compacte fibreuse enveloppant le faisceau de la nervure et le canal sécréteur.

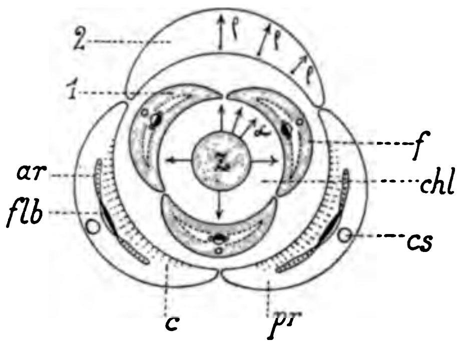


Fig. 59. — *Diagramme général des diptérocécidies des Genévriers.* — Les feuilles du premier verticille (1) sont en contact direct avec le cécidozoaire *z* et entourent la chambre larvaire *chl* : leur développement est arrêté et leurs fibres lignifiées *f* abondantes. Les aiguilles du verticille (2) réagissent à l'action cécidogène α émanée du parasite et développent une réaction végétale ρ, dirigée dans le même sens, mise en évidence par l'allongement et le cloisonnement des cellules *c*. A l'hypertrophie de chacune des aiguilles prennent part le faisceau libéro-ligneux *flb*, les ailes vasculaires de tissu aréolé *ar*, le parenchyme *pr* et le canal sécréteur *cs*.

b. Influence du climat. — Un arrêt dans le développement et dans la différenciation des tissus est parfois dû à l'influence du climat. C'est ainsi que dans les galles du *Juniperus Oxycedrus* des régions chaudes de l'Algérie il y a réduction du faisceau vasculaire, du tissu chlorophyllien et des stomates, c'est-à-dire des appareils d'assimilation et de sécrétion.

c. Influence parasitaire. — Telle est peut-être la cause qui amène l'atrophie des appareils d'assimilation et de sécrétion dans la galle en forme de calice évasé du Genévrier de la plaine. Nous y avons trouvé en effet un faisceau libéro-ligneux réduit, un canal sécréteur à faible section et un parenchyme peu différencié.

Exagération de développement et de différenciation. — On peut distinguer aussi plusieurs cas :

a. Influence de la distance du tissu au cécidozoaire. — D'une façon générale, l'hypertrophie la plus grande offerte par les tissus se manifeste à une certaine distance du parasite, dans les aiguilles du second ou du troisième verticille de la pousse. Les dimensions anormales en largeur et en épaisseur acquises par ces feuilles se traduisent presque toujours par l'allongement en direction radiale des cellules parasitées, accompagné de leur cloisonnement transversal : tels sont les cas étudiés pour la cécidie de l'*Oligotrophus Panteli* (fig. 29) et pour la galle ovoïde du *Juniperus Sabina* (Pl. I, A).

Nous avons déjà fait remarquer ce phénomène d'alignement des cellules en direction radiale par rapport au cécidozoaire dans la plupart des acrocécidies et des pleurocécidies caulinaires.

En employant la même notation que dans nos travaux antérieurs, nous pouvons schématiser ainsi le mode de développement des diptérocécidies des Genévriers : l'action cécidogène α (fig. 59), émanée du parasite z, rayonne dans tous les sens avec la même intensité et provoque l'hypertrophie des cellules. Serrées les unes contre les autres, ces cellules ne peuvent se développer que vers l'extérieur, c'est-à-dire en direction radiale centrifuge : elles s'allongent donc et se cloisonnent ensuite transversalement un certain nombre de fois. Cet allongement centrifuge met en évidence une sorte de réaction végétale ρ, qui repousse vers l'extérieur les nouveaux tissus formés, et dont la direction coïncide avec celle de l'action cécidogène α (1).

Tels sont les caractères propres aux cécidies terminales des Genévriers que met en évidence le schéma de la figure 59.

b. Influence du climat. — L'exagération du développement de certains tissus et de leur différenciation peut aussi tenir à une influence climatérique. C'est ainsi qu'il peut y avoir accentuation des caractères alpins, c'est-à-dire développement

(1) Rappelons, pour terminer, qu'une telle coïncidence en direction de l'action parasitaire α et de la réaction végétale ρ existe aussi dans toutes les cécidies caulinaires à parasite situé dans la moelle et à axe de symétrie confondu avec celui de la tige (cécidie de l'*Agropyrum repens*, de l'*Hieracium umbellatum*, etc.).

exagéré des appareils d'assimilation et de sécrétion (grande taille acquise par le faisceau libéro-ligneux, par les ailes vasculaires et par le canal sécréteur), dans les feuilles des galles recueillies à de hautes altitudes sur la variété alpine du Genévrier commun et sur le Genévrier Sabine.

EXPLICATION DE LA PLANCHE I

Diptérocécidies du *Juniperus Sabina*.

Fig. N. — Région médiane de la coupe transversale d'une feuille normale de *Juniperus Sabina* (gr. 150).
Fig. A. — Région correspondante d'une feuille anormale de la première cécidie, montrant la grande hypertrophie des cellules du parenchyme (gr. 150).
Fig. A'. — Détails du faisceau libéro-ligneux et de l'aile vasculaire de tissu aréolé dans la feuille anormale de la seconde cécidie (gr. 150).

flb, faisceau libéro-ligneux; *ar*, tissu aréolé; *end*, endoderme; *pr*, parenchyme foliaire; *cs*, canal sécréteur; *c*, cellules cloisonnées transversalement; *hyp*, hypoderme; *eps*, *epi*, épidermes supérieur et inférieur; *mt*, méats.

ÉTUDES

SUR UNE

ENTOMOPHTHORÉE SAPROPHYTE

Par M. I. GALLAUD.

On connaît un certain nombre d'Entomophthorées pouvant mener une vie saprophytique. Ce sont les *Conidiobolus* trouvés par Brefeld [86] (1) sur l'hyménium de certaines Trémellinées, les *Basidiobolus* isolés par Eidam [87] du contenu intestinal des grenouilles et des lézards, et enfin le *Delacroixia coronata (Cost.) Sacc. et Syd.* que Costantin [97] a rencontré sur les lames du Champignon de couche (2).

Ces Entomophthorées, appartenant à un groupe où le parasitisme est de règle, sont fort intéressantes parce qu'elles se laissent facilement cultiver sur les milieux les plus divers, et qu'on peut commodément les étudier en faisant varier les conditions de leur vie. Les travaux de Brefeld [84] sur le *Conidiobolus*, de Eidam [87], de Fairchild [96], de Raciborski [96], de Lœventhal [03] sur le *Basidiobolus*, ont fait connaître ces deux genres dans leurs principales particularités biologiques, anatomiques et cytologiques. Il n'en est pas de même du *Delacroixia*, qui, à ma connaissance, n'a été étudié que dans la courte

(1) Les chiffres entre parenthèses, qui suivent un nom d'auteur, sont les deux derniers chiffres de l'année de la publication et renvoient à l'index bibliographique.

(2) Cette dernière espèce a été primitivement décrite par Costantin (97) sous le nom générique, déjà employé, de *Boudierella* que Saccardo et Sydow ont changé en celui de *Delacroixia*.

notice que lui a consacrée Costantin [97] dans le « Bulletin de la Société mycologique de France ».

Un heureux hasard m'ayant permis de retrouver et d'isoler en culture pure le *Delacroixia coronata*, ou tout au moins un type très voisin, j'en ai entrepris l'étude dans le but de faire mieux connaître ce Champignon et de tâcher d'élucider quelques points encore fort obscurs dans la biologie et le cycle évolutif de ces formes d'Entomophthorées totalement ou partiellement saprophytes.

Le *Delacroixia* a été rencontré par Costantin sur les lames du *Psalliota campestris* sans qu'il ait pu déterminer son origine d'une façon plus précise. Le champignon que j'étudie ici provient d'un semis d'Orchidées fait en serre. Les graines de ces plantes avaient été récoltées sur une fleur de *Cattleya Mendeli* fécondée par le pollen d'un *Cattleya tenebrosa*. Les pieds parents provenaient d'Amérique et étaient en végétation dans une serre où se trouvaient beaucoup d'Orchidées importées directement des pays tropicaux. Le champignon a-t-il une origine exotique ou ses spores étaient-elles simplement dans le compost formé de sciure de bois et de terre où on a semé les graines de l'hybride ? Je ne saurais le dire. Toujours est-il qu'ayant transporté une jeune plantule de l'Orchidée dans un tube de carotte, j'ai vu les parois de celui-ci et la surface de la carotte se couvrir d'un voile formé par de grosses spores arrondies, projetées à partir de la plantule. Un repiquage de ces spores m'a donné de suite une culture pure d'un Champignon qu'il m'a été facile de reconnaître pour une Entomophthorée à la grosseur et au contenu de ses filaments, au mode de production et de projection de ses spores. Je dirai dès maintenant que parmi toutes les Entomophthorées connues c'est du *Delacroixia coronata* qu'il se rapproche le plus, comme cela ressortira de la suite de ce travail (1).

(1) M. Costantin qui a bien voulu examiner mes cultures et mes préparations a confirmé cette détermination.

§ 1er. Cultures en tubes.

Cette Entomophthorée pousse avec la plus grande facilité sur les milieux nutritifs les plus variés, solides ou liquides, (pomme de terre, tranches de carotte, décoction de pruneaux, de fumier de cheval, jus d'orange, bouillon de viande peptonisée, etc.). Mais c'est sur la carotte qu'elle prend le développement le plus rapide et le plus complet. En 2 ou 3 jours, un tube ensemencé se couvre, sur toute la surface de la carotte et de la paroi de verre qui lui fait face, d'un voile d'abord blanc, puis blanc jaunâtre, formé des grosses spores projetées et des tubes germinatifs qui en sortent. Ces tubes germinatifs prennent un développement plus ou moins grand et donnent bientôt de nouvelles spores qui sont projetées à leur tour. De la sorte, le voile va s'épaississant, par suite de l'entassement des tubes germinatifs et des spores formant un amas pulvérulent. Il peut atteindre, dans certains cas, jusqu'à 4 millimètres d'épaisseur. Les spores sont lisses dans les débuts de la culture, mais elles sont bientôt recouvertes de fins échinules qui les font ressembler à autant de petits oursins.

Sur milieux liquides, le champignon donne un abondant mycélium se développant en masses sphériques immergées qui ne produisent que fort peu de spores, sauf si une des boules sphériques vient à la surface, où elle en projette alors un grand nombre. Il est à remarquer que sur jus de pruneaux ou d'orange la germination des semis et la croissance du mycélium sont très lentes. Il semble qu'il faille attribuer ce retard dans le développement à l'acidité naturelle de ces deux milieux. Si on les neutralise, l'évolution du champignon se fait alors avec la même rapidité que dans le bouillon de viande ou la décoction de fumier. Le *Delacroixia*, contrairement à la plupart des champignons, pousse donc mieux en milieu alcalin ou neutre qu'en milieu acide. Ajoutons qu'il liquéfie facilement la gélatine.

Si on examine au microscope la structure du voile formé dans un tube de carotte, on voit qu'il est constitué par un enchevêtrement de filaments et de spores.

Les filaments ont parfois un diamètre très faible (2 μ) dans les régions où le feutrage est très serré (voile formé à la surface du liquide) ; mais ils sont généralement très gros et ont une épaisseur variant de 10 à 16 μ. Les plus gros sont formés de tubes germinatifs courts, peu ou pas ramifiés. Ils présentent à une de leurs extrémités la spore qui leur a donné naissance, et,

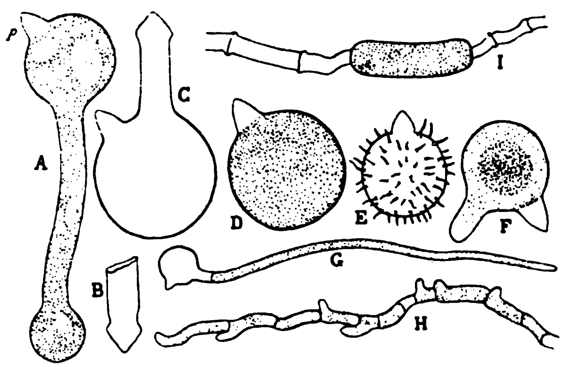


Fig. 1. — A, spore munie d'une papille *p*, et d'un tube germinatif terminé par une deuxième spore. — B. baside. — C, spore vide portant une papille et une baside à tube court. — D, spore lisse avec papille claire. — E, spore échinulée. — F, spore germant. — G, germination plus avancée ; tout le protoplasme a émigré dans le tube germinatif. — H, début de la ramification. — I, kyste formé dans un milieu nutritif épuisé ; latéralement tubes vides et contractés. (Grossissement = 130 pour G, H, et 360 pour A, B, C, D, E, F, I.)

à l'autre, une seconde spore en voie de formation (fig. 1, A). Si celle-ci s'est déjà séparée, le tube et la spore origine sont vides et l'extrémité du filament porte une sorte de chapeau conique, comme celui représenté sur la figure 1, B. Nous verrons qu'il s'agit là d'un organe qui a participé à la projection de la spore, en un mot d'une baside. Souvent ces basides sont isolées en grand nombre dans la préparation par suite de la résorption des filaments dont la membrane, plus mince, est moins résistante que celle de la baside. Parfois, on trouve fréquemment ces basides fixées directement sur une spore vide, comme le réprésente la figure 1, C. Il s'agit de spores qui, dès le début de leur germination, ont donné une nouvelle spore, ou *spore secondaire,* sans allonger beaucoup leur tube germinatif.

Dans une même culture, les spores sont très variables d'aspect et de dimensions. Au début, pendant les deux premiers jours,

elles sont très semblables entre elles : ce sont des corps arrondis, lisses, dont le diamètre varie de 25 à 50 μ. Leur membrane est relativement mince; leur protoplasme est bourré de granulations qui les rendent opaques ; latéralement, elles portent toutes une papille claire et très réfringente, de forme conique, dépourvue de granulations (fig. 1, D).

Mais, dans une culture plus vieille, les spores changent. Au milieu de spores semblables aux précédentes, on en rencontre de beaucoup plus petites ne dépassant pas 15 μ de diamètre. D'autres, enfin, sont couvertes d'échinules en nombre variable (fig. 1, E), d'autant plus fins qu'ils sont plus nombreux. Ces spores échinulées, dont le nombre augmente avec l'âge de la culture, sont aussi très variables comme diamètre (15 à 50 μ). Toutes les spores, quels que soient leur taille et leur aspect, ont une papille claire.

§ 2. Cultures en goutte suspendue. Germination des spores.

Il est assez difficile, dans les cultures précédentes, faites en masses relativement grandes, de se rendre exactement compte des phénomènes de la germination des spores, de la production du mycélium, de la formation des divers types de spores et de leur projection. L'enchevêtrement des filaments, la surabondance des spores, sont gênants pour l'observation. Enfin, dans un même tube où se produisent les différentes sortes de spores que j'ai décrites, il n'est pas possible de démêler et d'isoler les conditions particulières de leur formation. Aussi, pour cette étude, j'ai dû utiliser d'autres modes de culture, comme les cultures en gouttes suspendues en chambre humide et les cultures sur lame.

Pour les cultures en cellules Van Tieghem, j'ai surtout employé comme milieu nutritif la décoction de fumier solidifiée par la gélose ou la gélatine. Sur ce milieu, il se fait facilement un mycélium assez abondant et des spores qui ne sont pas en trop grand nombre ; ce qui permet de les étudier avec plus de commodité. Le milieu à la gélatine se liquéfie rapidement comme je l'ai dit, mais il garde assez de viscosité pour qu'on puisse déplacer les cultures sans risquer de faire couler

la goutte nutritive le long des parois de la chambre humide.

Des spores lisses ensemencées sur un tel milieu entrent rapidement en germination. Au bout de très peu de temps, on voit se produire des modifications dans l'intérieur de la spore. Les granulations, qui, au début, sont réparties uniformément dans la spore, se groupent en plus grand nombre au centre, tandis que la zone périphérique devient plus claire. On voit bientôt apparaître un ou plusieurs renflements qui seront l'origine d'autant de tubes germinatifs. Ces renflements sont limités par une membrane très fine qui n'est pas autre chose que la membrane de la spore amincie et distendue en ces points. Leur contenu est tout à fait hyalin, sans granulations, et à ce stade, ils ressemblent beaucoup, comme aspect, forme et dimensions, à la papille claire que porte chaque spore (fig. 1, F); mais ils ne tardent pas à s'allonger. Deux heures après le semis, certains tubes atteignent déjà une longueur de 30 μ. Leur contenu, toujours hyalin, commence de montrer quelques granulations entraînées hors de la spore par le courant protoplasmique. La croissance se continue régulièrement. Le tube germinatif atteint 50 μ au bout de trois heures, 160 μ au bout de six heures. Le protoplasme est alors rempli de granulations sorties de la spore ou formées dans son sein, qui, par leur déplacement lent, traduisent à l'œil les différents mouvements dont le protoplasme est animé. Seule, l'extrémité en voie de croissance est toujours hyaline et sans granulations.

Les phénomènes de la germination des spores échinulées sont les mêmes, sauf qu'ils se produisent beaucoup plus lentement. Des spores échinulées, ensemencées au milieu des précédentes et en même temps, ne sont entrées en germination qu'au bout de quatre heures.

mesure que le tube germinatif s'allonge, la spore se vide de plus en plus de son protoplasme. Son contenu devient vacuolaire et les vacuoles en s'agrandissant se fusionnent de façon à occuper entièrement la cavité de la spore (fig. 1, G). Parfois, cependant, il y subsiste un peu de protoplasme granuleux qui n'aura aucune utilité ultérieure. La masse protoplasmique homogène s'avance dans le tube au fur et à mesure de sa croissance, de façon à occuper toujours la région distale. Elle laisse

ainsi en arrière d'elle une vacuole claire qui va s'agrandissant, comme cela arrive dans les Mucorinées.

Bientôt apparaissent les premières cloisons. La masse protoplasmique, dans son déplacement en avant, s'isole de la région vacuolaire par une cloison formée en arrière d'elle ; ce sont de fausses cloisons à parois courbes, à convexité tournée vers le protoplasme en mouvement, tout à fait analogues à celles des Mucorinées. Mais, souvent aussi, les cloisons se produisent au milieu du protoplasme, partageant ainsi sa masse en plusieurs articles. Chaque segment isolé ainsi dans le tube germinatif a dès lors un développement indépendant des autres. Le protoplasme, se déplaçant toujours en direction centrifuge, s'accumule dans la région distale et forme une vacuole dans la région proximale de chaque segment.

Peu après la formation des premières cloisons, on peut constater l'apparition des premières ramifications. Elles se produisent généralement dans la région distale de chaque article, tout contre la cloison qui l'isole de l'article voisin (fig. 1, H). Il est clair que la présence de cette cloison est une des causes qui provoquent la formation des rameaux. Le protoplasme jeune et en voie de croissance, arrêté par la cloison, ne peut plus avancer en direction centrifuge. Lorsque la croissance intercalaire de l'article est terminée, la poussée protoplasmique provoque dans la membrane encore mince et extensible, la formation d'une hernie qui ira s'accroissant et constituera une branche latérale dont le développement sera analogue à celui du tube germinatif dont elle provient. D'ailleurs, la cause invoquée pour expliquer la formation des rameaux n'est pas la seule qui intervienne, car on rencontre aussi des cas où la ramification précède le cloisonnement.

Le protoplasme des différents articles émigre peu à peu dans les branches latérales, de sorte qu'au bout de peu de temps la spore et le filament initiaux sont uniquement remplis d'un liquide clair. Le même phénomène se produit pour les branches primaires qui se vident au profit de ramifications d'ordre supérieur. Peu à peu, la goutte nutritive est envahie tout entière par le mycélium du champignon en largeur et en épaisseur. La culture apparaît alors comme un lacis très com-

pliqué, formé en grande partie d'hyphes plus ou moins diffluentes remplies d'un liquide transparent. Seules les extrémités distales des filaments appartenant aux dernières ramifications formées sont occupées par du protoplasme bien vivant.

Ce développement du champignon sous forme mycélienne se fait assez rapidement. En deux jours, la culture s'est étendue dans toute l'épaisseur de la goutte ensemencée. Alors commence d'ordinaire la formation des spores. Toutefois il m'est arrivé quelquefois et sur des milieux variés (bouillons de veau ou de poisson, jus de pruneaux, décoction de fumier) de voir le développement du champignon s'arrêter avant que la sporulation ne se produise. Dans ces cas, la croissance cesse ; la masse protoplasmique accumulée à l'extrémité d'une hyphe revient sur ses pas dans le tube, s'immobilise et s'isole par deux cloisons. L'ensemble garde la forme cylindrique (fig. 1, I) ou s'arrondit en sphère. En tout cas, la membrane s'épaissit légèrement. Il y a ainsi formation d'une sorte de kyste, d'une chlamydospore analogue à celle des Mucorinées, bien que moins différenciée. Les portions de tubes vides qui de part et d'autre prolongent ces kystes se contractent ; leur diamètre diminue beaucoup, tandis que leurs cloisons transversales conservant leur rigidité forment des saillies très caractéristiques. Reportés sur une goutte nutritive fraîche, ces kystes germent et le champignon reprend son évolution. Il semble bien que c'est le manque de matériaux nutritifs ou l'accumulation trop grande des produits d'excrétion dans la culture qui provoquent cet enkystement. Il est plus fréquent dans les cultures qui se contaminent ou dans celles qui se dessèchent accidentellement.

§ 3. Formation des spores. — Basides. — Modes de projection.

Sauf les cas précédents, qui sont accidentels, le champignon forme toujours des spores. Les organes qui les donneront commencent à se différencier au moment où presque toute la goutte nutritive est envahie par le mycélium. On voit alors certains filaments, bien remplis de protoplasme dense, sortir du milieu nutritif et se dresser dans l'air. Leur extrémité se

renfle en une sphère qui grossit peu à peu. Quand tout le protoplasme a émigré dans la sphère, celle-ci cesse de s'accroître et s'isole par une cloison plane. La masse sphérique, remplie de protoplasme granuleux, sera la spore ; le tube qui la porte, la baside. Ce tube aérien est rempli d'un liquide clair et on remarque à sa partie supérieure, au voisinage de la spore, une vacuole renfermant un liquide très réfringent (fig. 2, A). La vacuole va s'accroissant peu à peu et distend légèrement la baside. Il s'établit évidemment une forte pression dans la baside du fait de l'accroissement de volume de la vacuole.

On voit bientôt la membrane de séparation, entre la spore et la baside, se courber et faire saillie à l'intérieur de la spore en forme de bouton conique, étranglé suivant la ligne de contact avec la membrane de la spore (fig. 2, B). C'est une véritable columelle. Fréquemment la vacuole réfringente de la baside s'allonge jusqu'à son intérieur.

Arrivée à ce stade, la spore est mûre et la projection ne tarde pas à se produire. La séparation est si brusque qu'il est bien difficile de voir comment elle a lieu et, même à un faible grossissement, il est impossible de suivre la spore de l'œil, tant est grande la vitesse qui l'anime. Mais si on recueille les spores ainsi projetées en disposant une lame devant la culture, on constate que chacune d'elles est maintenant munie d'une papille claire, faisant saillie.

La présence constante de cette papille permet de se rendre compte de la façon dont se font la séparation et la projection. La membrane formant la columelle se délamine sur toute sa surface. La forte pression interne résultant de la présence à l'intérieur de la spore d'une masse de protoplasme très dense, et aussi la compression produite par la saillie de la columelle, déterminent bientôt une rupture annulaire tout le long de la ligne de contact des membranes de la spore et de la baside. Le contenu de la spore fortement comprimé peut alors prendre toute son extension. La papille, primitivement en creux et coiffant la columelle, se retrousse et fait brusquement saillie ; le mouvement de réaction qui en résulte projette violemment la spore.

La force qui déplace ainsi la spore apparaîtra comme très

considérable, si on réfléchit que la résistance de l'air est très grande pour cette spore de volume non négligeable et de faible masse. Dans certains cas, la spore peut être lancée jusqu'à 4 centimètres en distance verticale, ainsi que je m'en suis assuré en plaçant au-dessus d'une culture des lames de verre à des hauteurs différentes. Il faut donc que la vitesse au départ soit très considérable, et on s'explique qu'il ne soit pas possible de suivre de l'œil le déplacement de la spore, surtout qu'on est obligé de l'observer avec un microscope qui, amplifiant les distances, multiplie la vitesse apparente dans le même rapport.

Dans cette séparation, la spore seule est projetée. Les basides restent tout entières attachées aux tubes mycéliens qui les ont produites et, dans une culture avancée, on les voit en grand nombre dressées au-dessus de la surface. Peu à peu, cependant, les tubes qui les portent s'affaissent, leur membrane se résorbe et on retrouve dans les vieilles cultures de nombreuses basides isolées et vides, encore surmontées par la columelle.

La formation des spores aériennes et leur déhiscence brusque paraissent être le cas normal dans le *Delacroixia*. Cependant on peut observer d'autres modes de sporulation sans projection. Il arrive, en effet, dans les cultures sur goutte nutritive solide ou liquide, qu'une extrémité de filament encore plongée dans la masse se renfle en sphère et que du protoplasme s'y accumule. Il se fait ainsi une spore entièrement immergée. La formation de la spore et de la baside est à peu près la même que dans le cas des spores aériennes, sauf cependant que la membrane de séparation entre la spore et la baside se renfle du côté de la baside, de sorte que c'est la spore qui envoie une columelle dans la baside (fig. 2, D).

Quand la spore a atteint sa maturité, la déhiscence se produit sans projection. Elle a lieu très lentement à cause de la résistance présentée par le liquide extérieur, mais surtout à cause de la turgescence relativement faible de la baside. On peut suivre facilement la série des phénomènes et ils justifient pleinement l'interprétation donnée plus haut de la déhiscence brusque des spores aériennes. Mais ici les rapports de la spore et de la baside sont inversés ; aussi, après la délamination et le décollement circulaire, on voit la calotte en creux rattachée

à la baside faire saillie et se retrousser peu à peu comme un doigt de gant en repoussant la papille saillante de la spore qu'elle moulait (fig. 2, E), de sorte que lorsque la baside a pris toute son extension, elle présente elle aussi un bouton conique saillant en face de la papille de la spore (fig. 2, F). L'état de turgescence relative de la baside dure peu. Après la séparation il se fait au-dessous du bouton conique une contraction assez brusque et cette portion du tube s'affaisse et se plisse (fig. 2, G,H). La membrane du tube se résorbe, mais le bouton conique et sa base subsistent comme dans le cas des basides aériennes.

Il existe donc deux formes de columelle, saillante ou en creux, suivant que la baside est aérienne ou immergée. Ce dimorphisme n'est qu'apparent et dépend d'un simple phénomène d'osmose. Dans le cas des spores aériennes, le tube mycélien plonge seul dans le liquide nutritif et la tension osmotique à son intérieur doit croître plus vite que dans la spore placée dans l'air. Dans le cas des spores immergées, baside et spore sont en contact avec le même liquide. La spore, bourrée de protoplasme, substance à pouvoir osmotique considérable, doit prendre une turgescence plus grande que la baside remplie d'un liquide hyalin. La columelle formée d'une membrane souple se gonfle du côté où la turgescence est moindre.

Il est facile de montrer expérimentalement le bien fondé de ces déductions *a priori* et de passer *sur la même baside* d'une forme de columelle à l'autre. Si on transporte sur une lame, sans adjonction d'eau, une portion du voile aérien d'un tube de carotte en voie de sporulation, on constate que toutes les basides ont une columelle saillante à l'intérieur de la spore. Si alors on ajoute une goutte d'eau à la préparation, on peut voir que toutes les columelles se retroussent : au bout d'un moment elles font saillie dans la baside. On peut suivre pas à pas ce retroussement de la columelle. C'est d'abord la pointe du bouton conique qui fait hernie du côté de la baside (fig. 2, J) ; bientôt la hernie s'accentue au point d'occuper toute la largeur du tube de la baside ; à ce stade, on voit la membrane latérale de la columelle repliée sur elle-même et présentant un double contour (fig. 2, K). Le mouvement se fait lentement, à la façon

d'un mouvement amiboïde, mais dès que la hernie a dépassé l'étranglement annulaire de la baside le retroussement s'achève brusquement, et, si la spore est presque mûre, la secousse est parfois assez forte pour la détacher. Sur les spores non mûres il n'y a pas séparation et on constate que c'est maintenant la

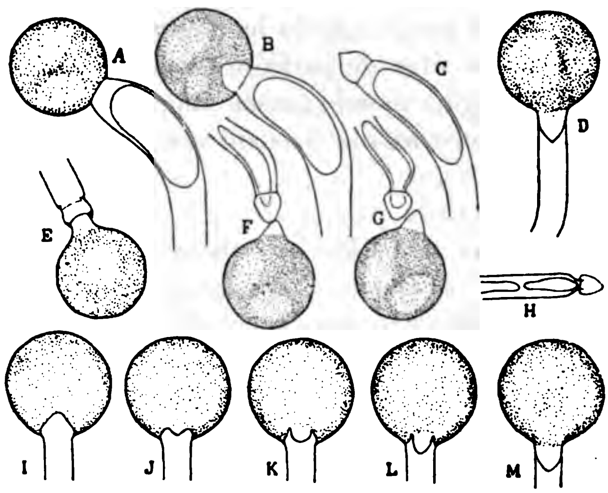


Fig. 2. — A. B, C, stades successifs de la déhiscence d'une spore aérienne (déhiscence brusque). — D, E, F, G, H, stades successifs de la déhiscence d'une spore immergée (déhiscence lente). — D, spore avec papille en saillie dans la baside. — E, retroussement lent de la columelle. — G, H, rétrécissement et affaissement du col de la baside. — I, J, K, L, M, stades successifs du retroussement de la columelle obtenus en transportant une spore aérienne dans l'eau. (Grossissement = 360.)

spore qui envoie dans la baside une papille conique (fig. 2, M).

Une autre expérience, qui contrôle la précédente, consiste à mettre sur la lame portant les basides à sec, au lieu d'eau pure, un liquide à forte tension osmotique, comme de la glycérine ou une solution de nitrate de potassium à 10 p. 100. Dans ce cas, on n'obtient plus le retroussement de la columelle qui reste saillante dans la spore plasmolysée.

J'ai insisté quelque peu sur le mode de séparation des spores dans le *Delacroixia*. C'est que, outre l'intérêt qu'il peut présenter en lui-même, il me parait constituer un caractère de détermination important pour les espèces d'Entomophthorées, toujours signalé avec soin par les auteurs qui ont décrit des espèces nouvelles.

On peut distinguer trois modes principaux de projection des spores dans les Entomophthorées connues jusqu'ici :

1° Le tube simple qui porte la spore, toujours isolée par une cloison, se rompt juste au-dessous de cette cloison. Le contenu plasmique est projeté violemment et entraîne la spore à laquelle il sert en quelque sorte de manteau protecteur et d'organe d'adhésion. C'est le cas de l'*Empusa Muscæ*, du *Lamia Culicis*.

2° La rupture du tube se fait au-dessous d'une baside différenciée, de sorte que baside et spore sont projetées ensemble. La séparation ultérieure de la spore et de la baside a lieu pendant le trajet aérien. C'est le cas, unique, d'ailleurs, du *Basidiobolus*.

3° La baside différencie une columelle saillante dans la spore. La spore seule est projetée, et on constate qu'elle présente au point où elle était primitivement rattachée à la baside une papille claire, saillante, qui est la reproduction de la columelle. Ce type de projection se rencontre dans l'*Empusa Grylli, Entomophthora radicans*, *E. ovispora*, *E. curvispora*, *E. conica* et aussi dans le *Delacroixia*.

L'étude de ce dernier, dans le cas où les spores sont immergées, montre que l'interprétation donnée pour expliquer la déhiscence est bien exacte, car on voit le phénomène se produire sous les yeux de l'observateur avec une lenteur suffisante, ce qui est impossible pour les autres espèces citées, à cause de la violence et de la rapidité de la déhiscence.

Cette observation montre aussi que la présence d'une columelle faisant saillie dans l'intérieur de la spore n'est pas un caractère constant. Elle peut être en saillie ou en creux par rapport à la baside, et c'est le jeu des forces osmotiques qui en règle la forme suivant le cas.

Aussi faut-il mettre dans la même catégorie que le *Delacroixia*, au point de vue de la déhiscence, le *Conidiobolus* où la cloison de séparation entre spore et baside, d'abord saillante vers la spore, devient bientôt concave de ce côté. D'ailleurs, après la séparation, la columelle en creux redevient bientôt convexe comme dans le cas du *Delacroixia* immergé.

§ 4. Formation des spores secondaires.

Quel est le sort des spores formées sur une baside ? Pour les spores aériennes, il dépend évidemment du substratum sur lequel elles tombent et nous verrons plus loin quelques cas particuliers de leur évolution ultérieure. Les spores qui restent immergées dans la substance nutritive à la suite d'une déhiscence lente ou les spores aériennes qui y sont projetées ne tardent pas à germer et, si la nourriture est encore abondante, elles donnent un mycélium comme la spore d'où nous sommes partis ; la même évolution recommence.

Mais le fait se présente rarement : lorsqu'une culture en goutte suspendue a déjà donné des spores, le milieu est épuisé ; aussi voit-on le plus souvent les spores évoluer de la façon suivante : elles donnent un tube germinatif qui s'allonge peu. Si dans ce parcours il a atteint la surface libre, il se fait à son extrémité une nouvelle spore et une baside qui la projette. Il ne reste dans le substratum qu'une spore et une baside vides (fig. 3, A). La spore considérée a eu une évolution très courte et a donné de suite une *spore secondaire*.

Ce cas est très fréquent dans les cultures en tube de carotte et on s'explique la rapidité avec laquelle de pareils tubes se recouvrent de spores sur toute leur surface interne. La mince couche liquide qui recouvre la carotte est rapidement traversée et la spore projetée tombe sur la paroi de verre située en face. Là, cette nouvelle spore rencontre des conditions analogues, évolue tout aussi vite et projette sa spore secondaire à nouveau sur la carotte. A la suite de cette sorte de fusillade réciproque, il s'entasse à la fois sur le verre et sur la carotte des couches successives de spores vides, munies de courtes basides, qu'on retrouve parfois en très grand nombre et qui épaississent peu à peu le voile. Il arrive un moment où ces débris sont assez abondants pour empêcher le liquide de mouiller les nouvelles spores projetées. Nous verrons plus loin ce que deviennent alors ces dernières.

Si le tube germinatif court, issu d'une spore, ne rencontre pas la surface libre immédiatement, il ne se renfle pas moins

en une sphère où s'accumule le protoplasme sorti de la spore origine. Il se forme alors parfois une nouvelle spore secondaire immergée à déhiscence lente. Mais, très fréquemment, la différenciation ne va pas aussi loin. En un point de la sphère nouvelle il se fait une saillie qui évolue en un tube mycélien. Il y a eu évidemment ébauche d'une spore qui s'est arrêtée dans son développement par suite d'un départ de germination prématurée. Il se produit souvent ainsi à la suite l'une de l'autre plusieurs ébauches de spores disposées comme les grains d'un collier et réunies par de courts filaments (fig. 3, B). Finalement, un dernier tube mycélien vient affleurer la surface nutritive, forme une spore aérienne et la projette.

On voit donc que, sauf le cas où il se forme des chlamydospores dans l'intérieur de la masse nutritive et où alors toute évolution ultérieure est arrêtée, tout le protoplasme provenant de la spore du semis initial et celui qui résulte des accroissements faits aux dépens du substratum nourricier, tout ce qui est vivant en un mot, émigre dans les spores projetées. Il ne reste dans le substratum épuisé et dorénavant inutile que des membranes vides qui ne tardent pas à se résorber plus ou moins.

5. Cultures sur lames de verre sans substratum nourricier. Spores échinulées. — Spores en couronne.

Qu'arrive-t-il si la spore projetée dans l'air rencontre un support inerte? L'observation des tubes de culture ne permet pas de donner une réponse précise. A la vérité, les premières spores projetées de la carotte sur le tube de verre semblent bien répondre à ces conditions, mais très rapidement leur accumulation constitue un voile continu qui par imbibition et capillarité s'imprègne du liquide nutritif où baigne la carotte. Les spores entrent alors en germination normale. D'ailleurs, leur multiplicité est gênante pour l'observation. Un moyen plus commode consiste à disposer au-dessus de cultures larges, dans des cristallisoirs plats, des lames de verre sèches sur lesquelles on reçoit les spores projetées.

Ces spores adhèrent assez fortement au verre pour qu'on

puisse retourner la lame ou la choquer fortement sans qu'elles se détachent. On peut même faire toutes les manipulations du fixage, de la coloration et du montage dans le baume sans qu'elles soient entraînées par les différents liquides dans lesquels on les plonge.

Les lames sont transportées sous cloches et placées à des hauteurs différentes au-dessus de la couche d'eau qui en occupe le fond. Ce n'est que très lentement, comme l'a montré Lesage [95], que la vapeur d'eau se diffuse dans toute la cloche, et on a ainsi des couches superposées où l'état hygrométrique va décroissant.

Dans de semblables conditions, les spores, privées de nourriture, évoluent de façon fort différente, suivant qu'elles sont dans l'air plus ou moins humide.

Les spores placées non loin de la surface, et par conséquent en milieu très humide, germent bientôt. Elles donnent un tube mycélien très gros qui s'allonge peu en général. Rarement ce tube se ramifie. Dans ce cas, le protoplasme sorti de la spore se distribue dans les différentes branches, mais son évolution est bientôt arrêtée, car, ne recevant aucun apport éxtérieur, il est insuffisant pour assurer le développement du champignon et surtout la formation des spores. Mais le plus souvent le tube germinatif reste simple ; il se renfle en sphère à son extrémité, tout le protoplasme s'y condense et il se fait une spore secondaire presque aussi grosse que la spore origine. Le tube différencie une baside et l'ensemble a l'aspect déjà décrit pour les basides et spores immergées, c'est-à-dire que la papille fait saillie à l'intérieur de la baside (1). Il n'y a d'ailleurs pas de déhiscence ou déhiscence lente sans projection et cela se comprend, car la baside plongée dans l'air est vide et n'a aucune turgescence. Le tube germinatif et sa baside s'affaissent d'ailleurs très vite et souvent à mesure que le protoplasme émigre dans la spore nouvellement formée. Celle-ci peut germer de la même façon à plusieurs reprises en donnant chaque

(1) Remarquons en passant que la baside et la spore qu'elle porte se trouvant dans le même milieu, qui est ici de l'air humide, c'est la turgescence de la spore qui l'emporte comme dans les expériences citées plus haut à propos des spores immergées dans un liquide.

fois une nouvelle spore secondaire diminuée comme volume. A chaque germination, la masse vivante se trouve ainsi transportée plus loin de la longueur du tube germinatif. Dans la nature, ce mouvement de progression doit finir par amener la spore survivante en contact avec une substance nutritive, et alors le champignon reprend son évolution normale.

Il est à remarquer que le transport se fait dans le même sens pour toutes les spores. Le tube germinatif est, en effet, doué d'un phototropisme positif très accusé. Il suffit de mettre la lame devant une fenêtre bien éclairée pour voir tous les tubes germinatifs s'allonger parallèlement les uns aux autres dans cette direction.

Si on a placé la lame recouverte de spores assez loin de la surface de l'eau, c'est-à-dire dans une atmosphère moins humide que précédemment, on reproduit le second mode de sporulation déjà vu plus haut. La spore initiale donne un tube germinatif très court et il se forme à son extrémité une spore secondaire où tout le protoplasme vient se condenser. Le tube court est une baside, mais, ici encore et pour les mêmes raisons, il n'y a pas de déhiscence ou déhiscence lente sans projection.

Enfin, dans un milieu moins humide encore, mais non tout à fait sec, j'ai pu obtenir la forme des spores échinulées qu'on trouve très fréquemment dans les cultures âgées sur carotte (Voy. fig. 1, E). La présence de ces sortes de spicules à la surface des spores pourrait faire croire qu'il existe un dimorphisme conidien assez prononcé dans ce champignon. En réalité, ces formes singulières ne sont qu'un mode d'évolution particulier des spores ordinaires placées dans des conditions spéciales, et non pas une forme normale différente de celle des spores lisses que j'ai décrites jusqu'à présent.

L'observation directe de ces spores tend d'ailleurs à le montrer. En effet, les spores formées sur les basides dans les différents modes de sporulation que j'ai passés en revue sont toujours lisses. De même, les spores récemment projetées et recueillies sur lame n'ont jamais d'échinules à leur surface. Ce sont d'ailleurs des spores normales et arrivées à maturité complète, puisque placées dans un milieu nutritif elles y germent et

reproduisent le champignon dans le délai ordinaire. Ce n'est que sur des spores projetées depuis quelque temps et privées de nourriture et d'humidité, que les spicules apparaissent et il est tout naturel de penser qu'ils résultent d'une évolution de la spore postérieure à sa différenciation complète.

Les cultures sur lames de verre sèches m'ont permis de m'en assurer et de déterminer dans quelles conditions se forment ces spicules. En effet, dans une atmosphère peu humide (partie supérieure d'une cloche ou simplement dans l'atmosphère du laboratoire) et sur un substratum inerte comme le verre, on voit bientôt toutes les spores primitivement lisses se recouvrir de spicules.

Ces spicules sont de forme et de taille très variables (fig. 3, C). Tantôt ils n'ont que 2 à 3 μ de long, tantôt ils atteignent 15 à 20 μ. Même dans quelques cas exceptionnels, ils dépassent 40 μ. Ce sont des tubes fins limités par une fine membrane ; leur largeur varie de 1 à 3 μ. Sur une même spore ils sont tous sensiblement de même taille et ils semblent être d'autant plus gros qu'ils y sont moins nombreux. Le plus souvent ils sont terminés en pointe fine, mais quelquefois ils ont à leur extrémité un léger renflement sphérique ou aplati ; d'autres enfin sont limités par une pointe mousse. Le contenu de ces tubes paraît hyalin, mais au moyen de l'hématoxyline au fer, après fixation, on peut y mettre en évidence la présence d'une masse fortement colorable, qui semble bien être un noyau plus ou moins déformé par son déplacement dans ce tube étroit. Ce noyau occupe souvent la base élargie du spicule (fig. 3, C, *a* et *b*), mais on peut le rencontrer à toutes les places dans le spicule, notamment à son extrémité. Quelquefois il y a deux noyaux, soit à la suite l'un de l'autre, soit dans chaque branche, si le spicule est exceptionnellement ramifié, comme c'est le cas de la figure 3, C, *c*.

La production presque constante de ces spicules sur des spores placées en milieu peu humide et non nutritif montre bien qu'ils résultent d'un mode spécial de germination que nous n'avions pas encore observé jusqu'à présent. La spore qui, dans les conditions ordinaires, ne donne qu'un nombre restreint de tubes germinatifs, toujours très gros relativement,

en donne ici un nombre très grand et chacun d'eux est très fin. Leur évolution est, d'ailleurs, très rapidement arrêtée à cause des conditions de germination défavorables. Ils s'atrophient à leur extrémité, le fin canalicule qu'ils présentent s'obstrue plus ou moins par suite de l'épaississement de la membrane. Les spores échinulées ne sont donc pas autre chose que des spores ayant subi une germination exceptionnelle et bientôt arrêtée.

Ces mêmes spores sont, d'ailleurs, capables de germer à la façon normale, car, transportées dans un milieu humide et nutritif, elles donnent lieu au même développement que les spores lisses, quoique avec un retard de germination très sensible par rapport à celles-ci. Il faut sans doute attribuer ce retard au durcissement plus grand de la membrane de ces spores qui ont séjourné dans une atmosphère relativement sèche.

Il arrive d'ailleurs quelquefois dans les cultures sur lame de verre que certains spicules évoluent en tubes germinatifs véritables. On voit, en effet, dans certains cas quelques spicules (2 ou 3 par spore), s'allonger beaucoup, tandis que les autres restent courts. Ils donnent des tubes parfois très longs (jusqu'à 100 μ) et très fins (2 μ), le plus souvent rectilignes (fig. 3, D). Quelques-uns produisent à leur extrémité une spore ronde qui est toujours de petite taille (15 μ de diamètre), mais le plus souvent ils se dessèchent, les membranes se contractent, la lumière interne du tube disparaît et on aperçoit sur la culture des fils très fins qui sont, en somme, des spicules démesurément allongés. Sur le trajet de ces fils ténus subsistent des renflements qui correspondent aux membranes transversales qui ont conservé au tube son diamètre primitif (fig. 3, D).

Enfin, il est un dernier mode d'évolution des spores échinulées fort curieux, qui se présente parfois dans ces cultures sur lame de verre, en milieu peu humide, pour les spores ayant des spicules relativement gros et en petit nombre. Chacun d'eux se renfle à son extrémité sans s'allonger davantage et donne une spore de petite taille, un peu pyriforme. Tout le protoplasme de la spore initiale émigre dans ces spores secondaires d'une nouvelle sorte qui sont bientôt projetées à une

faible distance, car les spicules évoluent en basides plus ou moins nettement formées (fig. 3, E). La spore origine s'affaisse complètement vidée.

Le nombre des spores secondaires ainsi formées est variable. Il ne s'en fait quelquefois que 3 ou 4, mais on peut aussi en

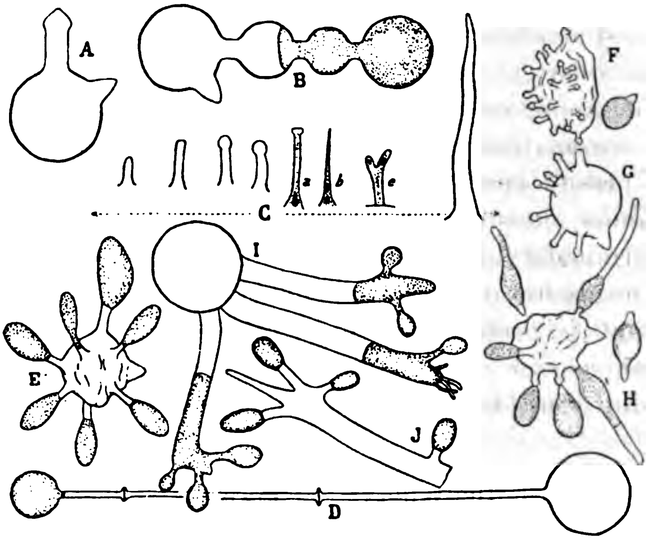


Fig. 3. — A, spore et baside vides ayant projeté une spore secondaire. — B, formation de spores successives germant avant d'être projetées. — C, différentes formes de spicules; *a*, *b*, *c*, spicules pourvus de noyaux. — D, développement exagéré d'un spicule en milieu peu humide. — E, spore vide et affaissée ayant donné des spores en couronne. — F, G, spores ayant donné des spores en couronne sur de petites basides placées latéralement. — H, spore ayant donné des spores en couronne qui germent. — I, J, production de spicules et de spores en couronne provoquée artificiellement sur des filaments. (Grossissement = 780 pour C et 360 pour les autres figures.)

compter souvent de 15 à 20 autour d'une spore mère. Elles se produisent le plus souvent sur toute sa surface libre, mais quelquefois aussi toutes sont accumulées du même côté (fig. 3, F, G).

Les petites spores germent elles-mêmes très rapidement et n'ont pas besoin d'une grande humidité, puisque sur la lame même où elles se sont produites, et sans qu'on les transporte dans un nouveau milieu, elles donnent un tube germinatif étroit et allongé (fig. 3, H).

Ces formations singulières de spores secondaires ne sont pas autre chose qu'un cas particulier du fait signalé précédemment

de spicules s'allongeant beaucoup et donnant une petite spore à leur extrémité. Ici tous les spicules entrent en action, mais ils restent courts et produisent de suite chacun une petite spore. Il s'agit très nettement, dans ce dernier cas, des *spores en couronne* déjà signalées par Costantin et qui ont valu au champignon son nom d'espèce (1).

Ce n'est d'ailleurs pas seulement les spores échinulées qui peuvent ainsi entrer en sporulation immédiate et donner la forme de spore couronnée. La figure 3, I et J, représente un cas de sporulation qui se produit quelquefois quand on fait passer brusquement une lame chargée de spores d'un milieu très humide dans un autre qui l'est beaucoup moins. Le gros tube germinatif formé dans le premier milieu, donne de suite des rameaux fins qui se terminent en petites spores où s'accumule tout le protoplasme. C'est évidemment une forme de sporulation assez analogue à celle des spores en couronne et elle se produit sous l'influence des mêmes causes.

§ 6. Rareté du « Delacroixia » dans la nature. — Fragilité des spores. — Absence des œufs.

Nous venons d'étudier l'évolution du *Delacroixia* dans des milieux et sous des conditions physiques variés et la conclusion qui se présente à l'esprit c'est que c'est une forme bien adaptée à la vie saprophytique. Sa rapidité de germination et de croissance lui permet d'envahir en peu de temps un milieu nutritif et de s'assimiler rapidement une grande quantité de matériaux qui augmentent sa masse vivante. D'autre part, aussitôt que le milieu devient impropre à sa vie et dangereux pour lui,

(1) Je dois dire que je n'ai jamais rencontré de spores en couronne dans les cultures en tube de carotte ou dans les cultures larges. En revanche, les spores échinulées y sont très abondantes au bout de quelques jours et donnent au voile une teinte un peu plus foncée qu'au début. On comprend facilement que des conditions assez semblables à celles réalisées ici sur les lames à sec se produisent bientôt dans les tubes de culture, grâce à la présence du voile qui empêche la vapeur d'eau de venir saturer l'espace vide, et grâce aussi à l'entassement des tubes mycéliens et des basides vides qui isolent les nouvelles spores projetées du substratum nourricier. Il est possible même, qu'il s'y forme des spores en couronne, bien que je ne les y aie jamais observées.

il peut, par des séries de sporulations répétées à de très courts intervalles (spores secondaires), atteindre très vite l'atmosphère. Là, la spore où s'est condensée toute la partie vivante du champignon est projetée et court ainsi la chance de rencontrer dans sa chute un nouveau milieu nutritif où la même évolution recommencera.

Même si ce dernier cas n'est pas réalisé et que la spore projetée tombe sur un support inerte, nous avons vu que le champignon, pourvu qu'il rencontre un peu d'humidité, peut encore survivre en donnant de nouvelles générations de spores (spores secondaires, spores en couronne) qui, plus petites et plus mobiles, auront chance d'assurer sa persistance.

Il semblerait donc que l'énorme puissance de sporulation du *Delacroixia*, son aptitude à accepter les milieux les plus variés, à les fuir quand ils deviennent toxiques ou insuffisants, devraient lui assurer une grande extension. C'est pourtant un champignon rare, qui, à ma connaissance, n'a été vu jusqu'ici qu'à deux reprises.

On peut invoquer plusieurs causes pour expliquer cette rareté : c'est d'abord la grosseur et le poids relativement grand des spores. Elles ne peuvent rester en suspension dans l'air comme des spores de *Penicilium* ou d'*Aspergillus* et ainsi les mouvements de l'atmosphère ne sauraient contribuer à leur dispersion. De plus, dès qu'elles ont touché un support, même très lisse comme une lame de verre, elles y adhèrent assez fortement et ne peuvent plus être reprises et transportées plus loin par le vent, si par hasard le milieu rencontré ne leur convient pas.

Mais une raison qui à mes yeux est plus importante encore pour expliquer la rareté du *Delacroixia*, est la grande fragilité des spores. Nous avons vu que les spores aussitôt projetées entrent en germination si elles trouvent un milieu nutritif ou simplement assez humide. Si ce degré d'humidité leur fait défaut, très rapidement elles deviennent incapables d'aucune germination ultérieure, même dans les meilleures conditions d'humidité et de nutrition.

L'examen des spores pouvait faire prévoir ce résultat. Leur membrane est très mince et protège mal le protoplasme inté-

rieur contre la dessiccation. J'ai pu le vérifier directement par l'expérience et déterminer la durée du pouvoir germinatif dans quelques conditions bien déterminées. Les spores reçues sur une lame de verre sèche sont abandonnées pendant un temps variable dans une enceinte desséchée ou même dans l'atmosphère du laboratoire. On les porte ensuite dans l'eau où d'ordinaire elles germent facilement, ou mieux dans un liquide nutritif (jus de carotte). Dans ces conditions, on constate qu'une dessiccation de 12 heures suffit pour empêcher un grand nombre de spores de germer. Après 24 heures, sur plusieurs centaines que porte une lame, quelques-unes seulement émettent un tube germinatif. Enfin, au bout de 10 jours de séjour dans un air sec, toutes les spores sont mortes et incapables d'évoluer.

On voit combien peu de temps persiste le pouvoir germinatif des spores du *Delacroixia*. Cette fragilité est loin d'atteindre celle qui a été signalée par Eidam pour le *Basidiobolus*, dont les conidies ne résistent pas à une dessiccation de 10 minutes. Elle est toutefois très accusée relativement à celle des spores des Mucédinées les plus communes. Les spores du *Delacroixia* ne sont donc nullement des organes de conservation, mais simplement des organes de multiplication, des *conidies* en un mot. De plus, nous avons vu qu'elles sont fort mal adaptées pour une dispersion dans l'espace, malgré la projection par les basides. On comprend donc que le champignon soit toujours très étroitement localisé, et que sa facilité à se nourrir aux dépens des milieux les plus variés n'a pu suffire à lui assurer une ubiquité comparable à celle des Mucorinées ou des Mucédinées les plus communes.

Cette fragilité des spores, jointe aux difficultés que présente leur dispersion, font douter que le champignon puisse subsister sans le secours d'autres organes mieux adaptés à une conservation facile. Il est bien probable que nous ne connaissons qu'une faible partie de son cycle évolutif et qu'il produit dans des conditions inconnues encore des œufs ou des spores durables.

Les Entomophthorées saprophytes étudiées jusqu'ici, le *Conidiobolus* et le *Basidiobolus*, produisent facilement des œufs en culture artificielle. Le *Delacroixia* n'en donne jamais dans ces conditions. Le fait avait déjà été constaté par Costantin. Je puis

le confirmer ici. J'ai observé le *Delacroixia* pendant un an et demi et je l'ai placé dans les conditions les plus variées, espérant voir se produire une fécondation ou un œuf résistant. Des cultures nombreuses sur milieux très pauvres ou dans de mauvaises conditions physiques (froid, air raréfié, cultures contaminées) ou bien n'ont rien donné, ou bien ont abouti à la formation des différents types de spores que j'ai déjà décrits.

§ 7. Essais d'infections artificielles.

Le *Delacroixia* semble donc bien incapable de donner sur milieu artificiel autre chose que la forme saprophyte à conidies. J'ai employé pour la recherche des œufs une dernière méthode : celle des infections sur des êtres vivants. Je dois dire tout de suite qu'elle ne m'a encore donné, de même qu'à Costantin, aucun résultat positif. Toutefois, elle m'a fourni certaines indications qui tendent à confirmer l'hypothèse que le *Delacroixia* présente en dehors de sa vie saprophytique un stade de parasitisme qui assure sa persistance. En dehors de l'intérêt botanique qu'il y aurait à connaître le cycle évolutif complet de cette Entomophthorée un peu aberrante, on comprend le grand avantage qui peut en résulter dans la lutte contre certains insectes ou animaux nuisibles. C'est pourquoi j'exposerai ici dès maintenant les observations que j'ai pu faire, bien qu'elles soient encore fort incomplètes et que je n'aie pu encore leur donner l'extension que j'aurais désirée à cause de la pénurie des insectes pendant l'hiver.

Toutes les Entomophthorées connues ont un stade de vie pendant lequel elles habitent des êtres vivants. Pour beaucoup même on ne connaît que ce stade. Le *Conidiobolus* et le *Basidiobolus*, que leur faculté de pousser en milieu artificiel rapproche du *Delacroixia*, sont parasites : le premier vit sur les Trémellinées, le second dans l'intestin des grenouilles et des lézards. Il n'a pas été fait depuis Brefeld de nouvelles recherches sur le parasitisme des *Conidiobolus*, mais les travaux récents de Lœwenthal [03] ont montré que le lézard n'est pas un simple collecteur occasionnel pour le *Basidiobolus Lacertæ* et que le champignon, après avoir subi une active multiplication

dans l'estomac de son hôte, forme des kystes résistants (*Darmform*) dans son intestin. On sait aussi que Giard [89] a émis l'hypothèse que le *Basidiobolus* des grenouilles est une forme de l'*Entomophthora Calliphoræ*.

Il y a donc, outre les raisons théoriques exposées plus haut et fondées sur l'absence des œufs et la fragilité des spores du *Delacroixia*, des raisons d'analogie pour penser que ce champignon doit avoir aussi un stade de vie parasitaire. Malheureusement les conditions dans lesquelles on l'a trouvé jusqu'ici ne donnent pas beaucoup de renseignements sur son hôte éventuel et j'ai dû opérer un peu au hasard dans mes recherches. De plus, la saison avancée ne m'a permis d'expérimenter que sur un nombre restreint d'animaux.

Mes recherches ont porté sur des mouches (*Musca domestica*, *Calliphora vomitoria*) à l'état adulte et larvaire, sur des larves de *Bibio*, sur des Cloportes et surtout sur des Blattes (*Blatta germanica*, *Periplaneta orientalis*). Sur aucun de ces animaux je n'ai pu obtenir d'infection ayant sûrement amené leur mort.

Quand on met des Blattes affamées par un jeûne de quelques jours dans un vase contenant des morceaux de carotte sur lesquels a poussé le *Delacroixia* ou de la farine mélangée à des spores, elles mangent avidement et absorbent ainsi des spores en grand nombre, mais dans ces conditions elles ne meurent pas plus vite que les animaux témoins. J'ai ouvert les Blattes infestées ainsi par leur tube digestif. Dans beaucoup d'entre elles, les spores avalées sont visiblement attaquées, mais un assez grand nombre semblent encore intactes. De fait, j'ai pu retirer fréquemment du jabot, du gésier ou de l'estomac, des spores qui ont germé. Mais jamais celles de l'intestin ne m'ont montré trace d'évolution. Il semble donc que le *Delacroixia* ne puisse normalement traverser le tube digestif des Blattes sans être tué (1). Ce n'est donc pas par cette voie qu'il peut les infester.

Je n'ai d'ailleurs pu découvrir aucun autre point de pénétra-

(1) Il n'en est pas de même pour les grenouilles. Je leur ai fait avaler des morceaux de carotte recouverts de spores et j'ai retrouvé dans les excréments qu'elles ont rejetés, en dehors de filaments et de spores manifestement tués et en partie digérés, des spores en bon état qui ont très bien germé.

tion sur le vivant. Mais, si on laisse une Blatte morte en contact avec des spores, on la trouve bientôt remplie des filaments de l'Entomophthorée. En particulier, les muscles de l'abdomen, du thorax et des pattes sont complètement envahis. Au bout de très peu de temps (un jour ou deux) il s'est fait une véritable pseudomorphose, le champignon s'étant substitué aux muscles qu'il a digérés.

Par où s'est faite la pénétration ? Il est difficile de le dire. Peut-être les spores du tube digestif non encore atteintes se sont développées après la mort de l'animal ; plus vraisemblablement, sans doute, l'infection vient du dehors. Les filaments percent la cuticule aux points où elle offre le moins de résistance, aux articulations. Il semble même qu'ils pénètrent de préférence à la partie inférieure du thorax, là où le premier article des pattes protège le corps et où par suite la chitine est très mince : ce qui semble le prouver, c'est que si on suit l'extension du champignon dans le corps de la Blatte, on voit qu'il s'étend toujours du thorax dans les pattes, envahissant d'abord les articles proximaux pour gagner ensuite les plus éloignés.

L'allure du champignon qui attaque ainsi le cadavre de la Blatte n'est pas sans présenter quelque intérêt. On le trouve toujours sous sa forme mycélienne et il ne forme des spores qu'à l'extérieur, au niveau des articulations, lorsqu'il a réussi à percer la carapace. Ce mycélium ne ressemble pas, d'ailleurs, à celui obtenu en culture artificielle. Il est formé d'éléments séparés, peu ou pas ramifiés, généralement peu allongés (fig. 4, A). Peut-être ces sortes de boudins résultent-ils de la désarticulation des articles à mesure qu'ils se forment. En tout cas, ils présentent une assez grande analogie avec le mycélium de l'*Empusa* qui remplit le corps des mouches envahies. J'ai pu observer encore ce même aspect du mycélium dans une Guêpe et des Cloportes envahis par le champignon après leur mort.

Ces expériences et observations montrent évidemment que la Blatte n'est pas l'hôte normal du *Delacroixia*, mais elles semblent prouver que son immunité vis-à-vis de lui tient plutôt aux moyens de défense extérieurs de l'insecte qu'à une incapacité du champignon à vivre dans ses tissus. Mlle Filatof [03] a déjà insisté sur la grande résistance offerte par les parois

bleu violet, alors que les filaments souvent logés dans ces cellules restent incolores.

De même, le rouge de ruthénium qui colore vivement les membranes de la carotte n'agit pas sur celles du champignon, ce qui indique pour ces dernières l'absence de composés pectiques.

Avec le bleu d'aniline l'on n'obtient pas non plus la coloration de la membrane, sauf cependant pour la portion annulaire qui est située immédiatement au-dessous du chapeau de la baside et qui se teint en bleu ciel. Il est intéressant de remarquer que c'est cette portion de la baside qui s'affaisse sur elle-même dès que la déhiscence lente s'est produite ; il est fort probable que le fait tient à la structure chimique spéciale de la membrane en cet endroit.

Les colorants des matières azotées, l'hématoxyline, la fuchsine, se fixent énergiquement sur les membranes. L'iode les teint en jaune clair.

Je n'ai pu essayer sur le *Delacroixia* les réactions de la chitine indiquées par Van Wisselingh (98) et ne puis dire s'il en renferme. En tout cas, l'ensemble des réactions précédentes semble indiquer dans la membrane la présence d'une substance azotée, l'absence de composés pectiques et de cellulose, la localisation de la callose en des points nettement délimités.

2° *Le protoplasme et ses granulations.* — Si on cherche à examiner le protoplasme sur un filament vivant de *Delacroixia*, il est difficile de se faire une idée exacte de sa constitution à cause de la grande abondance des granulations de nature variée qu'il renferme. Ce n'est qu'aux extrémités des jeunes filaments en voie de croissance qu'il en est dépourvu. Là il apparaît comme une substance très hyaline et homogène, puis il se charge de granulations fines dont le nombre et le volume augmentent de plus en plus quand on s'éloigne du point de croissance (fig. 4, B). Dans les filaments jeunes, par exemple dans les tubes germinatifs qui sortent des spores, le protoplasme remplit exactement le tube mycélien et on peut y constater l'existence de mouvements internes qui provoquent le déplacement des granulations ; mais bientôt la masse homogène se creuse de vacuoles qui s'accroissent avec l'âge du

TABLE DES MATIÈRES

CONTENUES DANS CE CAHIER

Corbeil. Imprimerie Ed. Crété